

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

ÂNDRIO ZAFALON DA SILVA

UM NOVO PASSO NA CLASSIFICAÇÃO DE MUSCIDAE (INSECTA, DIPTERA):  
FILOGENIA MORFOLÓGICA E MOLECULAR DA FAMÍLIA, COM ÊNFASE NA  
SUBFAMÍLIA CYRTONEURININAE.

CURITIBA

2018

ÂNDRIO ZAFALON DA SILVA

UM NOVO PASSO NA CLASSIFICAÇÃO DE MUSCIDAE (INSECTA, DIPTERA):  
FILOGENIA MORFOLÓGICA E MOLECULAR DA FAMÍLIA, COM ÊNFASE NA  
SUBFAMÍLIA CYRTONEURININAE.

Tese de Doutorado apresentada à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (Área de concentração em Entomologia), do Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial para a obtenção do título de doutor em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof. Dr Claudio José Barros de Carvalho

CURITIBA

2018

Universidade Federal do Paraná. Sistema de Bibliotecas.  
Biblioteca de Ciências Biológicas.  
(Rosilei Vilas Boas – CRB/9-939).

Silva, Ândrio Zafalon da

Um novo passo na classificação de *Muscidae* (*Insecta*, *Diptera*): filogenia morfológica e molecular da família, com ênfase na subfamília *Cyrtoneurinae*. / Ândrio Zafalon da Silva. – Curitiba, 2018.

246 f. : il. ; 30cm.

Orientador: Claudio José Barros de Carvalho.

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (Entomologia).

1. Marcadores biológicos. 2. Mosca doméstica. 3. Tribos. 4. *Muscidae*. 5. Mosca - Filogenia. I. Título. II. Carvalho, Claudio José Barros de. III. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (Entomologia).

CDD (20. ed.) 595.774



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
SETOR CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
(ENTOMOLOGIA)

### TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ENTOMOLOGIA) da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da tese de Doutorado de ANDRIO ZAFALON DA SILVA intitulada: "Um novo passo na classificação de Muscidae (Insecta, Diptera): filogenia morfológica e molecular da família, com ênfase na subfamília Cyrtoneurinae", após terem inquirido o aluno e realizado a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de doutor está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

Curitiba, 31 de Julho de 2018.

CLAUDIO JOSÉ BARROS DE CARVALHO  
Presidente da Banca Examinadora (UFPR)

ELAINE DELLA GIUSTINA SOARES  
Avaliador Externo (UNILA)

RODRIGO DOS SANTOS MACHADO FEITOSA  
Avaliador Interno (UFPR)

KIRSTERN LICA FOLLMANN HASEYAMA  
Avaliador Externo (UFMG)



Dedico esta tese, àqueles que foram fundamentais desde meus primeiros passos na vida, meus pais Antônio e Nara; e meus irmãos Bruna e Renan. Dedico à minha esposa Keila, por tudo e mais um pouco. Por último, dedico ao povo brasileiro, financiador de toda conquista e avanço científico no país.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de agradecer os principais alicerces de todas as conquistas que tive ou venha a ter na vida: meus pais Antônio e Nara. Juntamente deles, meus irmãos Bruna e Renan, por serem os melhores parceiros que alguém poderia querer na vida. Eu amo vocês!

Agradeço fundamentalmente à minha esposa Keila, por todo amor, carinho, compreensão e suporte, os quais foram essenciais para a conclusão desta etapa na minha vida. Obrigado pretinha, eu te amo. Amor que extendo à Lilith, a gata que gosta de moscas tanto quanto eu (ou mais).

Aos meus sogros (Lindamir e Eduardo) e cunhadas (Letícia e Luana), por serem minha segunda família e terem feito de Curitiba um lar para mim. Obrigado por todo carinho e suporte!

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Entomologia da UFPR, extensível ao professor Sam James, por terem me proporcionado um bom convívio, e um conhecimento que jamais pensei que fosse capaz de albergar nesta carcaça que vos escreve.

Aos colegas das pós-graduações do Departamento de Zoologia, pelo valoroso aprendizado e pelo bom convívio nestes últimos anos.

Ao meu orientador Claudio Carvalho, por todos os ensinamentos, discussões literárias e pela amizade. Além disto, pelo suporte, confiança, compreensão e principalmente paciência durante meu período de doutoramento. Professor, muito obrigado!

Aos colegas e ex-colegas de laboratório: André, Maíra, Tatiana, João, Lucas, Stela, Ana, Danilo, Marina, Gabriela, Luana, Rosangela e Diana. Por toda a força neste período de doutorado, pelo aprendizado mútuo, e principalmente pelo bom convívio. Ao João um agradecimento especial pelas várias fotos disponibilizadas durante seu sanduíche na Alemanha. Ao Lucas um agradecimento especial por ter analisado exemplares no MNRJ, e por ter conseguido codificar utilizando a minha matriz (conturbada na época - risos), valeu magrão!

À professora Kirstern Haseyama da Universidade Federal de Minas Gerais, pela amizade, pelos ensinamentos, confiança e trocas de experiências fundamentais para a construção deste trabalho.

Aos amigos Maurício Moura, Brunno Bueno, Rodrigo Gonçalves e Rudá Pereira, por terem comigo, constituído a formação mais icônica e rock n' roll que qualquer banda de

departamentos de zoologia possa vir a ter. Obrigado por terem propiciado fundamentais momentos de desopilação. *Long live rock n' roll!*

Aos meus grandes amigos David Luz, David Muniz, André Martins, Brunno Bueno, Thayrine Martins, Frederico Kirst, Samuel Cunha, Janaína Madruga, Lucas Cardoso, Gabriela Cavada, Rodrigo Triba e Marcos Barbeitos, por toda a amizade e todos os bons momentos compartilhados ao longo destes quatro anos. Ao Brunno um agradecimento especial por toda a força e amizade desde minha chegada em Curitiba até o momento da separação (risos), valeu meu querido! Ao Marcos um agradecimento especial pela troca de experiências: enquanto ele ouvia e aprendia com avidez meus ensinamentos mais profundos sobre o processo de fabricação de cerveja artesanal; eu ouvia e aprendia com avidez seus ensinamentos mais profundos sobre filogenia molecular e Máxima Verossimilhança. Obrigado por tudo gurizada!

Ao grande amigo Rodrigo Krüger, professor da Universidade Federal de Pelotas e meu (des)orientador no Mestrado. Além da amizade, pelo suporte ao longo da vida acadêmica e por seus valorosos, sábios e fundamentais conselhos. Os quais se fizeram fundamentais em momentos extremamente difíceis nesta caminhada.

Ao grande amigo e colaborador, professor Vinícius Campos da Universidade Federal de Pelotas, por ter proporcionado minha estadia no Laboratório de Genômica Estrutural (CDTec-UFPel), e todos os ensinamentos necessários sobre biologia molecular. Agradeço também aos amigos do Laboratório de Genômica Estrutural, na ajuda durante o período de estadia: Eduardo Dellagostin, Bruna Barreto, Amanda Weege, Lucas, Tony e principalmente o William. Obrigado pela força gurizada! Impossível falar dos grandes amigos da época de UFPel, e não lembrar do grande amigo prof. Leonardo Garcia Monte, saudosos momentos de felicidade que ele propiciou a todos ao seu redor, por isso dedico um grande agradecimento *in memoriam* ao nosso eterno “Monstro”.

Aos técnicos, servidores e funcionários do departamento, que possibilitam diariamente que possamos executar nossas tarefas da melhor forma.

Aos órgãos governamentais de fomento: CAPES pela bolsa de doutorado concedida no período inicial do doutoramento; e ao CNPq que via aprovação do projeto pelo programa PROTAX, concedeu a bolsa de doutorado e taxa de bancada para o restante do período de doutoramento.

E por fim, ao povo brasileiro, que financia a ciência no Brasil, e que em mais momentos possamos ter um estreito relacionamento de interesses.

*Visão mais feliz, de outro tempo, eu quis saborear  
Para ficar mais apto a encarar minha missão.  
Pensar antes, lutar depois, eis do soldado o bordão:  
Um vislumbre do passado pode a tudo acertar.*

*“Childe Roland à Torre Negra Chegou”*

– Robert Browning



## RESUMO

A atual classificação de Muscidae ainda é incipiente e necessita de estruturação em nível de tribo. Neste contexto a biologia molecular mostrou-se uma excelente ferramenta para resolver problemáticas históricas da taxonomia na família. Mais especificamente, a subfamília Cyrtoneurinae foi um dos táxons beneficiados com o poder de resolução dos dados genéticos. A subfamília resultou monofilética com uma nova combinação de gêneros, em contraposição às hipóteses anteriores que apontavam para uma composição não natural de Cyrtoneurinae. O presente estudo objetivou ampliar a fonte de informação filogenética e testar os relacionamentos internos de Cyrtoneurinae, tanto com dados morfológicos quanto com dados moleculares. Para isso foram utilizados 133 terminais (dois fósseis), para a construção de 169 caracteres morfológicos. Para a biologia molecular foram utilizados oito marcadores (12S, 16S, 28S, AATS, CAD, COI, CytB, EF1- $\alpha$ ) totalizando 154 terminais e 4886pb. Para aumentar o volume de dados disponíveis foram obtidas 189 novas sequências para 53 espécies (AATS, CAD, COI, EF1- $\alpha$ ). Não foi possível estabelecer hipóteses de relacionamento satisfatórias utilizando caracteres morfológicos sob parcimônia, em nível de subfamília. Por outro lado, relacionamentos entre gêneros muito próximos e a estrutura interna de alguns gêneros, foram relativamente bem resolvidos. Na abordagem molecular, a ampla amostragem proporcionou alta estabilidade na hipótese com suportes de ramo significativos para tribos em Muscidae. Ainda, na abordagem por evidência filogenética total (205 terminais) os caracteres morfológicos resolveram relacionamentos, que a amostragem taxonômica da matriz molecular não permitiu. A proposta de classificação de Muscidae é: A subfamília Muscinae possui duas tribos Muscini e Azeliini. Em Muscini inclui-se *Biopyrellia*, *Eudasyphora*, *Haematobia*, *Mesembrina*, *Morellia*, *Musca*, *Neivamyia*, *Neomyia*, *Polietes*, *Polietina*, *Rhinomusca*, *Sarcopromusca* e *Stomoxys*. Na tribo Azeliini foram incluídos: *Achanthiptera*, *Australophyra*, *Azelia*, *Drymeia*, *Hydrotaea*, *Huckettomyia*, *Micropotamia*, *Potamia* e *Thricops*. A subfamília Cyrtoneurinae possui duas tribos, Cyrtoneurini e Hemichlorini *sensu novum*. Em Cyrtoneurini foram incluídos *Aethiopomyia*, *Alluaudinella*, *Cariocamyia*, *Charadrella*, *Chortinus*, *Cyrtoneurina* (*Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, *Scutellomusca*), *Neomusciniopsis* e *Prohardyia*. Em Hemichlorini foram incluídos *Arthurella*, *Brachygasterina*, *Calliphoroides*, *Chaetagenia*, *Dalcyella*, *Hemichlora*, *Itatingamyia*, *Metopomyia*, *Muscina*, *Neomuscina*, *Neurotrixa*, *Passeromyia*, *Philornis*, *Pseudoptilolepis*, *Psilochaeta* e *Synthesiomyia*. Na subfamília Mydaeinae foram incluídos: *Bithoracochaeta*, *Coenosia*, *Dichaetomyia*, *Dolichophaonia*, *Eginia*, *GenA*, *Graphomya*, *Gymnodia*, *Hebecnema*, *Helina*, *Limnophora*, *Lispe*, *Lispocephala*, *Mydaea*, *Myospila*, *Neodexiopsis*, *Orchisia*, *Phaonia*, *Rhynchomydaea*, *Souzalopesmyia*, *Syllimnophora*, *Syngamoptera*, e *Xenotachina*. A subfamília Atherigoninae é constituída pelo gênero *Atherigona*. Os táxons *incertae sedis* são: *Correntosia*, *Fraserella*, *Palpibracus* e *Reinwardtia*.

Palavras-chave: COI, *Cyrtoneurina*, Mosca-doméstica, *Synthesiomyia*, tribos.

## ABSTRACT

The current classification of Muscidae stills incipient and needs a tribe-level structure. In this sense, molecular biology has proved to be an excellent tool to solve historical problems of Muscidae taxonomy. More specifically, the subfamily Cyrtoneurinae was one of the taxa benefiting from the resolution power of genetic data. The subfamily has been regarded as monophyletic presenting a new genus combination, in contrast to previous hypotheses that pointed Cyrtoneurinae as an unnatural group. The present study aimed to extend the source of phylogenetic information and to test the internal relationships of Cyrtoneurinae, both with morphological and molecular data. For this purpose, 133 terminals (two fossils) were used to construct 169 morphological characters. For molecular biology, eight markers (12S, 16S, 28S, AATS, CAD, COI, CytB, EF1- $\alpha$ ) were used, composing a data matrix of 154 terminals and 4886bp. To increase the available data, 189 new sequences were obtained from 53 species (AATS, CAD, COI, EF1- $\alpha$ ). It was not possible to establish satisfactory relationship hypotheses using morphological characters under parsimony at the subfamily level. On the other hand, relationships between very close genera and the internal structure of some, have been relatively well resolved. In the molecular approach, the broad sampling provided high stability in the hypothesis with significant branch supports for Muscidae tribes. Furthermore, in total phylogenetic evidence approach (205 terminals), the morphological characters solved relationships, that the taxonomic sampling of molecular matrix did not allowed. The indication of new classification proposal for Muscidae is: The subfamily Muscinae has with two tribes, Muscini and Azeliini. In Muscini are *Biopyrellia*, *Eudasyphora*, *Haematobia*, *Mesembrina*, *Morellia*, *Musca*, *Neivamyia*, *Neomyia*, *Polietes*, *Polietina*, *Rhinomusca*, *Sarcopromusca* and *Stomoxys*. In Azeliini *Acanthiptera*, *Australophyra*, *Azelia*, *Drymeia*, *Hydrotaea*, *Huckettomyia*, *Micropotamia*, *Potamia* e *Thricops*. The subfamily Cyrtoneurinae has two tribes, Cyrtoneurini and Hemichlorini. In Cyrtoneurini are *Aethiopomyia*, *Alluaudinella*, *Cariocamyia*, *Charadrella*, *Chortinus*, *Cyrtoneurina* (*Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, *Scutellomusca*), *Neomusciniopsis*, *Ochromusca* and *Prohardyia*. In Hemichlorini tribe are *Arthurella*, *Brachygasterina*, *Calliphoroides*, *Chaetagenia*, *Dalcyella*, *Hemichlora*, *Itatingamyia*, *Metopomyia*, *Muscina*, *Neomuscina*, *Neurotrixa*, *Passeromyia*, *Philornis*, *Pseudoptilolepis*, *Psilochaeta* and *Synthesiomyia*. In the subfamily Mydaeinae are *Bithoracochaeta*, *Coenosia*, *Dichaetomyia*, *Dolichophaonia*, *Eginia*, *GenA*, *Graphomya*, *Gymnodia*, *Hebecnema*, *Helina*, *Limnophora*, *Lispe*, *Lispocephala*, *Mydaea*, *Myospila*, *Neodexiopsis*, *Orchisia*, *Phaonia*, *Rhynchomydaea*, *Souzalopesmyia*, *Syllimnophora*, *Syngamoptera*, and *Xenotachina*. The subfamily Atherigoninae is composed by genus *Atherigona*. The *incertae sedis* taxa were: *Correntosia*, *Fraserella*, *Mulfordia*, *Palpibracus* and *Reinwardtia*.

Keywords: COI. *Cyrtoneurina*. Houseflies. *Synthesiomyia*. Tribes.

## LISTA DE TABELAS

|  |     |
|--|-----|
| TABELA 1 – Lista dos espécimes analisados. prov = província, cond. = condado, dpto. = departamento, mun. = municipalidade. Estados brasileiros em siglas. ....   | 136 |
| TABELA 2 – Lista dos terminais utilizados nas análises filogenéticas e as respectivas fontes de informação. Células com o nome do gene indicam novos sequenciamentos, e células com chaves numéricas indicam os números de acesso do espécimen no Genbank. Abreviaturas: genes 12S, 16S, 28S, AATS (Aspartil-tRNA Sintetase), CAD, COI (Citocromo c oxidase 1), EF1- $\alpha$ (Fator de elongação 1- $\alpha$ ), Cod = códigos da titulação das amostras, servem para diferenciar espécimes das mesmas espécies nas análises, MFG = significa terminal codificado na matriz de dados morfológicos..... | 153 |
| TABELA 3 – Lista de terminais com codificação parcial, ou total a partir da literatura. #M=Terminália de macho, #F=Terminália de fêmea .....   | 173 |
| TABELA 4 – Lista dos iniciadores utilizados no presente estudo .....   | 176 |
| TABELA 5 – Estratégia <i>Touchdown</i> de ciclagem das Reações em Cadeia da Polimerase (PCR), para a amplificação dos genes nucleares AATS, CAD, EF1- $\alpha$ . T°C = temperatura .....   | 177 |
| TABELA 6 – Estratégia de ciclagem das Reações em Cadeia da Polimerase (PCR), para a amplificação do gene mitocondrial COI. T°C = temperatura .....   | 177 |
| TABELA 7 – Matriz de caracteres morfológicos. (*) e (\$) representam polimorfismos; (-) representam dados não aplicáveis; (?) dados ausentes .....   | 178 |
| TABELA 8 – Índices ( <i>Scores</i> ) de homoplasia de cada caráter, baseada no valor de K=.27. Valor 0 denota sinapomorfia; n.i. denota caracteres não informativos .....  | 206 |
| TABELA 9 – Resultados das análises de Parcimônia. EW= pesagem igual; IW= pesagem implícita; AMP= número de árvores mais parcimoniosas; K= constante de concavidade; L= comprimento em número de passos; Ci= índice de consistência; Ri= índice de retenção. ....   | 207 |

- TABELA 10 – Respectivas extensões dos alinhamentos, antes e depois da filtragem no GBlocks. \*EF1- $\alpha$ , sem filtragem; pb inicial= extensão do alinhamento inicial em pares de base; pb final= extensão do alinhamento final em pares de base; %= porcentagem da extensão do alinhamento final em relação ao inicial...207
- TABELA 11 – Lista de terminais indicados como *rogues* pelo RogueNaRok. Células escuras com escritas no interior, denotam o marcador causador do ruído na análise, com o respectivo critério de consenso filogenético que detectou o artefato. MR= Consenso de maioria; MRE= Consenso de maioria estendido; Stric= Consenso estrito. As células com escurecimento mais fraco sem escritas no interior, denotam o restante dos genes disponíveis para cada terminal.....208
- TABELA 12 – Esquemas de Particionamento estimados pelo PartitionFinder2 e modelos selecionados pelo ModelFinder para cada partição, nas análises de Máxima Verossimilhança. 1<sup>a</sup>,2<sup>a</sup>,3<sup>a</sup>, denotam a respectiva posição do códon gênico agrupado na respectiva partição .....211
- TABELA 13 – Teste de topologia de *Itatingomyia couriae* utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. Tree1= Imposição do terminal na tribo Cyrtoneurini; Tree2= Imposição do terminal na tribo Hemichlorini; Tree3= Imposição do terminal fora da subfamília Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis .....211



TABELA 14 – Teste de topologia de *Passeromyia indecora* utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. Tree1= Imposição do terminal na tribo Cyrtoneurini; Tree2= Imposição do terminal na tribo Hemichlorini; Tree3= Imposição do terminal fora da subfamília Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis.....211

TABELA 15 – Teste de topologia de *Lophosceles cinereiventris* utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL, em duas condições diferentes. Tree1= Imposição do terminal na tribo Cyrtoneurini; Tree2= Imposição do terminal na tribo Hemichlorini; Tree3= Imposição do terminal fora da subfamília Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis .....212

TABELA 16 – Teste de topologia de Atherigoninae em Muscidae, mantendo *rogues* do gênero *Atherigona*. Teste realizado utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. As imposições foram: Tree1= Atherigoninae como grupo irmão do restante dos Muscidae; Tree2= Atherigoninae aninhado em Cyrtoneurinae; Tree3= Atherigoninae aninhado em Mydaeinae; Tree4= Atherigoninae como grupo irmão de Mydaeinae; Tree5= Atherigoninae como grupo irmão de Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis. ....213

TABELA 17 – Teste de topologia de Atherigoninae em Muscidae, excluindo *rogues* do gênero *Atherigona*. Teste realizado utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. As imposições foram: Tree1= Atherigoninae como grupo irmão do restante dos Muscidae; Tree2= Atherigoninae aninhado em Cyrtoneurinae; Tree3= Atherigoninae aninhado em Mydaeinae; Tree4= Atherigoninae como grupo irmão de Mydaeinae; Tree5= Atherigoninae como grupo irmão de Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis. ....213

## LISTA DE FIGURAS

|  |     |
|--|-----|
| FIGURA 1 – Estratégia de sequenciamento utilizada em Haseyama et al. (2015).....   | 214 |
| FIGURA 2 – Estratégia de sequenciamento utilizada neste estudo .....   | 214 |
| FIGURA 3 – Exemplificação didática no alinhamento do marcador EF1- $\alpha$ não filtrado. Em laranja a representação da zona homóloga total, e em azul as barras indicam o restante da sequência no alinhamento e suas respectivas “caudas” homólogas entre grupos de terminais.....   | 215 |
| FIGURA 4 – A. Fêmea de <i>Brachygasterina major</i> Malloch. B. Fêmea de <i>Chortinus bequaerti</i> Aldrich. C. Macho de <i>Charadrella malacophaga</i> Lopes. D. Fêmea de <i>C. bequaerti</i> . E. Fêmea de <i>Stomoxys calcitrans</i> (Linnaeus). F. Fêmea de <i>Syllimnophora lispomima</i> Hennig. Escala 1mm .....  | 216 |
| FIGURA 5 – A-B. Macho de <i>Drymeia hamata</i> (Fällen). C. Fêmea de <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i> Curran. D. Fêmea de <i>Neurotrixa marinoni</i> (Costacurta & Carvalho. E. Fêmea de <i>Cariocamyia</i> sp. 1 (sp.A). F. Asa de <i>C. fuscicosta</i> . Escala 1mm. ....  | 217 |
| FIGURA 6 – A. Cabeça generalizada do gênero <i>Hydrotaea</i> Robineau-Desvoidy, abreviatura C=Cerda. B. Tórax em vista dorsal representando a quetotaxia do escuto de Muscidae, modificado de Cumming & Wood (2009). C. Vista lateral do tórax generalizado de Calyptratae (Insecta, Diptera), modificado de Cumming & Wood (2009). ....   | 218 |
| FIGURA 7 – A-B. Macho de <i>Hydrotaea cyneiventris</i> Macquart. C. Macho de <i>Morellia aenescens</i> Robineau-Desvoidy. D. Macho de <i>Thricops diaphanus</i> (Wiedemann). E. Basitarso posterior de <i>Drymeia hamata</i> (Fällen). F. Escleritos pleurais de <i>Xenotachina albicorpus</i> Shinonaga & Sagara. Escala 1mm.....   | 219 |
| FIGURA 8 – Caracteres de ovipositor. A. Forma do Hipoprocto (caráter 150), de cima para baixo os estados são (i) plano, (ii) lobular, (iii) côncavo, (iv) distintamente recurvado. B. Ovipositor curto de <i>Cyrtoneuropsis polystigma</i> (Wulp), modificado de Snyder (1954). Ovipositor longo generalizado de <i>Cyrtoneurina Giglio-Tos</i> . Tergito 6 de <i>Hydrotaea albuquerquei</i> (Lopes), com alargamento tipo âncora da região anterior. C. Ovipositor mediano em vista dorsal e ventral, respectivamente, de <i>Cariocamyia</i> (Snyder). .... | 220 |

|  |     |
|--|-----|
| FIGURA 9 – Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem implícita (IW). K=27,226365. Consenso estrito .....  | 221 |
| FIGURA 10 – Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Consenso estrito.....   | 225 |
| FIGURA 11 – Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Reanálise da matriz excluindo <i>Dichaetomyia johannis</i> Pont e <i>Ochromusca trifaria</i> (Bigot). Consenso estrito.....   | 229 |
| FIGURA 12 – Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem RLi, analisado utilizando os parâmetros do comprimento de ramo ligados entre as partições. Os ramos mantidos na matriz estão identificados com seu ramo em vermelho. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Raiz omitida ..... | 232 |
| FIGURA 13 – Árvore de Máxima Verossimilhança (RUn) comprimento de ramo desligado entre partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente .....   | 233 |
| FIGURA 14 – Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem NRs, utilizando os parâmetros do comprimento de ramo ligados entre as partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Comprimentos de ramos transformados em cladograma.....   | 234 |
| FIGURA 15 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 12S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....  | 237 |
| FIGURA 16 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 16S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....  | 238 |
| FIGURA 17 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 28S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....  | 239 |
| FIGURA 18 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene AATS. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....   | 240 |
| FIGURA 19 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene CAD. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....  | 241 |



|  |     |
|--|-----|
| FIGURA 20 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene COI. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Politomia editada .....                          | 242 |
| FIGURA 21 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene CytB. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....   | 243 |
| FIGURA 22 – Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene EF1- $\alpha$ . Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.....                                   | 244 |
| FIGURA 23 – Árvore de Máxima Verossimilhança da abordagem por evidência filogenética total. Suportes de ramos são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Terminais grifados em vermelho indicam apenas a morfologia como fonte de dados..... | 245 |

## SUMÁRIO

|  |    |
|--|----|
| <b>1 INTRODUÇÃO</b>  | 16 |
| 1.1 Histórico taxonômico e a introdução da filogenia na sistemática de muscidae      | 16 |
| 1.2 Transição para sistemática molecular   | 17 |
| 1.3 Morfologia e dna, um relacionamento obscuro sob a perspectiva da evidência total | 19 |
| 1.4 O <i>status quo</i> da sistemática de muscidae e o presente estudo               | 20 |
| 1.5 Objetivos  | 22 |
| <b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b>  | 23 |
| 2.1 Material examinado   | 23 |
| 2.2 Escolha dos táxons terminais   | 23 |
| 2.3 Estudo da morfologia   | 26 |
| 2.4 Construção dos caracteres morfológicos   | 26 |
| 2.5 Extração, amplificação e sequenciamento do dna                                   | 27 |
| 2.6 Alinhamento, modelos evolutivos e particionamento                                | 31 |
| 2.6.1 Alinhamento das sequências de DNA  | 31 |
| 2.6.2 Filtragem de dados moleculares   | 31 |
| 2.6.3 Esquema de particionamento e modelos evolutivos dos dados moleculares          | 32 |
| 2.6.4 Esquema de particionamento dos caracteres morfológicos                         | 33 |
| 2.7 Análises filogenéticas   | 34 |
| 2.7.1 Filogenia morfológica  | 34 |
| 2.7.2 Filogenia molecular  | 35 |
| 2.7.2.1 Critério de optimalidade   | 35 |
| 2.7.2.2 Programa de análise de Máxima Verossimilhança                                | 35 |
| 2.7.2.3 Metodologia de análise (blocos analíticos)                                   | 36 |
| 2.7.2.4 Suportes de ramo alternativos  | 39 |
| 2.7.2.5 Testes de topologia  | 40 |
| 2.7.3 Análise de evidência filogenética total  | 41 |
| <b>3 RESULTADOS</b>  | 45 |
| 3.1 Lista de caracteres  | 45 |
| 3.2 Filogenia morfológica  | 81 |
| 3.3 Filogenia molecular  | 86 |
| 3.3.1 Análises preliminares  | 86 |
| 3.3.2 Árvores de Máxima Verossimilhanças   | 86 |

|  |     |
|--|-----|
| 3.3.3 <i>Filtragem de terminais Rogue</i> .....    | 89  |
| 3.3.4 <i>Testes de topologia</i> .....             | 90  |
| <b>3.4 Abordagem por evidência total</b> .....     | 92  |
| <b>4 DISCUSSÃO</b> .....                           | 93  |
| <b>4.1 Discussão geral</b> .....                   | 93  |
| <b>4.2 Discussão taxonômica</b> .....              | 97  |
| 4.2.1 <i>Subfamília Muscinae Latreille</i> .....   | 97  |
| 4.2.2 <i>Subfamília Cyrtoneurinae Snyder</i> ..... | 99  |
| 4.2.2.1 <i>Tribo Cyrtoneurini Snyder</i> .....     | 100 |
| 4.2.2.2 <i>Tribo Hemichlorini Skidmore</i> .....   | 105 |
| 4.2.3 <i>Subfamília Mydaeinae Verral</i> .....     | 113 |
| 4.2.4 <i>Subfamília Atherigoninae Fan</i> .....    | 117 |
| <b>5 CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....                | 119 |
| <b>REFERÊNCIAS</b> .....                           | 121 |
| <b>APÊNDICE 1 – TABELAS</b> .....                  | 136 |
| <b>APÊNDICE 2 – FIGURAS</b> .....                  | 214 |

## 1 INTRODUÇÃO

### 1.1 Histórico taxonômico e a introdução da filogenia na sistemática de Muscidae

*“Com equipamentos sofisticados, coleções e acesso à comunicação que temos hoje em dia à nossa disposição, é bem fácil ficar impaciente com as falhas de nossos predecessores no campo da dipterologia sistemática, ou de fato em qualquer campo da sistemática zoológica. Mas, ao tomarmos conhecimento das condições nas quais eles trabalharam, nós devemos ser capazes de evidenciar os aspectos positivos das descobertas feitas por eles e, incidentalmente, apreciar a fortuita natureza do progresso científico para o qual nós todos estamos contribuindo”* (Pont 1996, p.1, tradução nossa).

A citação acima, do dipterólogo Adrian C. Pont resume o sentimento que emerge quando mergulhamos no histórico de classificação da família Muscidae (Diptera), e tentamos compreender como (e por quê) propostas históricas de classificação puderam ser tão discrepantes entre si. Ao longo do tempo, não foram só a microscopia e a compreensão dos caracteres que melhoraram, mas a troca/obtenção de informação começou a ser mais eficiente, e então surgiram métodos replicáveis para recuperar relacionamentos entre grupos. A falta de consenso parecia ser regra na história da classificação de Muscidae em níveis supraespecíficos, como por exemplo, família, subfamília e tribo (Collin 1948, Hennig 1965, Carvalho 1989a, Schüehli *et al.* 2007, Soares 2008, Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015). Pelo menos até o surgimento dos primeiros estudos de sistemática filogenética (Hennig 1965, Carvalho 1989a) que trouxeram certa estabilidade para as hipóteses de relacionamento interno da família, e por sua vez classificações mais estáveis.

Os primeiros trabalhos que remetem uma proposta formal de classificação para Muscidae datam do final do século XIX (Schiner 1862, 1868, Osten-Sacken 1881, Townsend 1892, Girschner 1894). Contudo, apenas contemporaneamente (Hennig 1965, Carvalho 1989a, Schüehli *et al.* 2007), o emprego de metodologias filogenéticas despontou como base para as novas classificações. Na era tipológica das classificações de Muscidae, havia muito conflito na classificação entre diferentes autores, por exemplo, com propostas variando de 15 subfamílias (Séguy 1937) a quatro subfamílias (Hennig 1955–1964), sem delimitações claras dos grupos que as compunham.



Os trabalhos de Hennig (1965) e Carvalho (1989a) foram inovadores e impactantes na classificação de Muscidae em um passado recente, o primeiro com a base e definição da sistemática filogenética para a família e o segundo com a primeira aplicação do método cladístico em si. Contudo, não foram definitivos e ambos necessitaram de subsequentes refinamentos e adendos taxonômicos (*e.g.* Pont 1972, Couri & Pont 2000, Couri & Carvalho 2003, Soares & Carvalho 2005, Nihei & Carvalho 2007; Savage & Wheeler 2004, Couri *et al.* 2007, Barbosa (2010), Haseyama & Carvalho 2012a,b, entre outros).

## 1.2 Transição para sistemática molecular

Quanto à utilização de dados moleculares em filogenias de Muscidae, esta prática começou recentemente. Os primeiros trabalhos de filogenia molecular foram publicados em 2004. Savage *et al.* (2004) conduziram uma análise filogenética do gênero *Thricops* Rondani, utilizando dados morfológicos e moleculares (sem combinação das matrizes), utilizando os genes COI+II e *white*. No mesmo ano, o relacionamento filogenético entre *Ophyra albuquerquei* (Lopes) e algumas outras espécies relacionadas foram examinadas por Schüehli *et al.* (2004) utilizando os genes CAD, EF-1 $\alpha$ , COI, COI+II -tRNA-Leu. Ainda, foram feitos estudos filogeográficos sobre *Musca autumnalis* De Geer, utilizando o gene COI (Cummings *et al.* 2005), e sobre *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus), utilizando os genes 16S e COI (Marquez *et al.* 2007). A primeira análise molecular no nível de família foi conduzida apenas três anos depois por Schüehli *et al.* (2007), com os genes COI, COII, EF1- $\alpha$  e CAD. Este estudo examinou 24 terminais em cinco subfamílias e apenas a monofilia de Muscinae e Phaoniinae foi suportada. Soares (2008) investigou o relacionamento de gêneros relacionados à tribo Reinwardtiini, sendo utilizados 36 terminais e três marcadores (CAD, COI e COI+tRNA-Leu+COII). Os relacionamentos filogenéticos no gênero *Stomoxys* foram reconstruídos por Dsouli *et al.* (2011) utilizando os genes mitocondriais COI e Cyt B, mais o gene ribossomal ITS2. Um estudo envolvendo DNA *barcoding* foi conduzido com as espécies do norte da região neártica (Renaud *et al.* 2012).

Os terminais de muscídeos reanalisados de Kutty *et al.* (2008, 2010) junto dos novos sequenciamentos de Kutty *et al.* (2014) formam um conjunto final de 7 marcadores: 12S, 16S, 28S, CAD, COI Cyt B, e EF1- $\alpha$ , para análise filogenética da família. O estudo de Kutty *et al.* (2014) incluiu táxons representativos em todas as tribos de Muscidae (84 espécies terminais em 40 gêneros), mas com baixa amostragem de táxons da região Neotropical. Linhagens representadas por apenas um único terminal, talvez tenha sido o maior problema na resolução

das topologias deste trabalho, possibilitando melhores conclusões somente sobre as primeiras linhagens a divergir na família (Kutty *et al.* 2014).

O trabalho mais recente envolvendo a filogenia da família é o de Haseyama *et al.* (2015). Os autores utilizaram o maior conjunto de dados já examinados em Muscidae, que compreende 142 espécies terminais em 67 gêneros, representando todas as tribos e regiões biogeográficas, com DNA de quatro genes codificadores de proteína (AATS, CAD, COI, EF1- $\alpha$ ). Embora abrangente em termos de amostragem, a discussão final sobre a classificação de Muscidae foi norteadada pela matriz reduzida, com 67 terminais. A classificação proposta por Haseyama *et al.* (2015) possui apenas três subfamílias: Muscinae, Cyrtoneurinae e Mydaeinae. Além disto, todas as tribos historicamente propostas na literatura foram testadas e estatisticamente rejeitadas (fator de Bayes), fazendo com que os autores, de forma adequada, sugerissem o abandono da utilização das tribos tradicionais naquele momento.

Outros estudos moleculares utilizando DNA foram propostos ainda nos últimos dois anos, mas focando poucos gêneros e espécies. Ribeiro *et al.* (2016) registraram, pela primeira vez, *Atherigona (Atherigona) reversura* no Brasil e a sua importância como praga agrícola. Neste estudo os autores utilizaram sequências do gene mitocondrial COI para testar o posicionamento dos exemplares coletados no gênero. Grzywacz *et al.* (2017) utilizaram três marcadores (COI, CYTB, e EF1- $\alpha$ ) para revisar a polêmica discussão sobre a validade do gênero *Ophyra* Robineau-Desvoidy em relação à *Hydrotaea* Robineau-Desvoidy, resultando na proposta de *Ophyra* como sinônimo júnior de *Hydrotaea*. Ainda, Carvalho & Haseyama (2018) utilizando dados morfológicos e moleculares (somente COI) analisaram separadamente os dados para atualizar as hipóteses de relacionamento de espécies de *Polietina* Schnabl & Dziedzicki. Todos os genes utilizados nos trabalhos anteriormente citados figuram entre os mais comuns para reconstrução filogenética em Diptera (Gibson *et al.* 2011), utilizando o sequenciamento de Sanger (Sanger & Nicklen 1977).

A transição dos estudos de Muscidae para a era Filogenômica da sistemática zoológica ainda é incipiente. Ainda não possuímos sequências genômicas suficiente para resolver problemas taxonômicos subordinados à família. Os dados atualmente disponíveis são relacionados a filogenias que testaram relacionamentos mais amplos na dipterologia, como em Schizophora (Junqueira *et al.* 2016) e Calyptratae (Zhang *et al.* 2016). Junqueira *et al.* (2016) sequenciou um total de 48 genomas mitocondriais, compreendendo 13 famílias, das quais Muscidae é representada apenas por poucas espécies, *Muscina levida* (Harris), *Musca domestica* Linnaeus, *Morellia lopesae* Pamplona, *Eudasyphora canadiana* Cuny e *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus) e uma espécie não identificada do gênero *Hydrotaea* Robineau-

Desvoidy. Em outro estudo, também com genoma mitocondrial, Zhang *et al.* (2016) amostrou 38 táxons de caliptrados e dois não-caliptrados, a maioria de seus dados foram obtidos da literatura e banco de dados (GenBank). *Haematobia irritans* Linnaeus (sequências de Oliveira *et al.* 2008), *M. domestica* (sequências de Li & Yang 2014), *S. calcitrans* (sequências de Oliveira *et al.* 2008) e *Muscina stabulans* Robineau-Desvoidy (sequências de Zha & Lan 2014) foram os muscúdeos estudados por Zhang *et al.* (2016).

### 1.3 Morfologia e DNA, um relacionamento obscuro sob a perspectiva da Evidência Total

É possível notar que embora fiquem mais comuns os estudos envolvendo a biologia molecular, nenhum estudo até então utilizou a abordagem combinada com dados morfológicos. Neste sentido é possível questionar: a combinação de diferentes fontes de dados, frequentemente desproporcionais em volume de informação (DNA vs Morfologia), possui valor para a sistemática em geral? A resposta mais trivial é sim. A combinação de dados morfológicos e moleculares alinha-se ao princípio da evidência total (Kluge 1989), que é uma importante máxima da sistemática filogenética (Kluge 1989, Kluge 2004). A abordagem por evidência total foi amplamente discutida nas décadas de 1990 e 2000 (Kluge 1989, Bull *et al.* 1993, Chippindale & Wiens 1994, de Queiroz *et al.* 1995, Huelsenbeck *et al.* 1996, Nixon & Carpenter 1996, Swofford *et al.* 1996, Rieppel 2003, Kluge 2004), quando a obtenção de dados moleculares começou a ser comum na sistemática zoológica. Foram propostos métodos mais ou menos empíricos para saber se as fontes de dados deviam ou não ser combinadas (Huelsenbeck *et al.* 1996). Mas, basicamente as práticas de combinação seguiam duas abordagens empíricas e distintas: a congruência taxonômica, ou a já mencionada evidência total (Eernisse & Kluge 1993, Chippindale & Wiens 1994, Nixon & Carpenter 1996).

A congruência taxonômica (Mickeyvich 1978) consistia no consenso de árvores obtidas independentemente. Isto é, os diferentes conjuntos de dados eram analisados separadamente um do outro, e as árvores resultantes de cada uma das abordagens eram utilizadas para obter uma árvore de consenso. Em contrapartida, a evidência total (Kluge 1989) explorava a congruência dos caracteres (Myamoto 1985) na busca pela melhor hipótese de relacionamento para todos os caracteres disponíveis ao mesmo tempo, por isso também referida como análise simultânea (Nixon & Carpenter 1996).

Os fatores que pesam na decisão de combinar ou não diferentes fontes de dados são principalmente amostragem e praticidade. A amostragem é um dos fatores mais limitantes

para qualquer análise filogenética, dada a dificuldade de possuir a disponibilidade de um mesmo terminal para todas as fontes de informação (i.e., DNA, adultos, imaturos, etc). Quanto à praticidade, análises combinadas não são tidas como práticas usuais, pois demanda experiência do pesquisador/grupo de pesquisa, em taxonomia alfa e biologia molecular, além de despende um tempo maior para a coleta de todos os dados necessários.

Alguns autores são céticos quanto o poder de explicação de uma partição com dados morfológicos frente a várias outras partições muito maiores com dados moleculares, geralmente em uma ordem de magnitude. Mas de maneira geral, baseado em evidências empíricas de diversos estudos (Giribet *et al.* 2002, Gatesy & Baker 2005, Nylander *et al.* 2004, Wortley & Scotland 2006a, Cotton & Wilkinson 2008, Berger *et al.* 2011), é advogada a combinação de dados, sendo a contribuição dos caracteres morfológicos positiva (mas ainda não é completamente clara como ocorre) de diferentes formas para a resolução de topologias (Nylander *et al.* 2004, Wortley & Scotland 2006a,b, Cotton & Wilkinson 2008, Giribet 2010). Além disto, metodologias mais recentes envolvendo o particionamento de dados morfológicos, tem mostrado que é possível ter resultados mais robustos analisando a morfologia sob métodos probabilísticos utilizando modelos baseados em verossimilhança (Clarke *et al.* 2006, Clarke & Middleton 2008, Wright *et al.* 2015, Rosa *et al.* 2018), um novo tópico interessante a ser explorado em análises de evidência total.

#### **1.4 O status quo da sistemática de Muscidae e o presente estudo**

O presente estudo situa-se no contexto de testar as hipóteses que surgiram após a atual classificação de Muscidae (Haseyama *et al.* 2015), assim algumas lacunas ainda precisam ser preenchidas para a sua sedimentação. Um questionamento recorrente sobre a classificação atual: é possível recuperar os relacionamentos supraespecíficos de Muscidae utilizando dados morfológicos?

Filogenias morfológicas envolvendo este nível taxonômico foram apresentadas por alguns autores (Carvalho 1989a, Couri & Carvalho 2003), mas os resultados são atualmente insatisfatórios sob a ótica da metodologia filogenética, inclusive também sob o critério de Parcimônia. Subsequentes reanálises dos dados utilizando algoritmos mais recentes, não suportaram os relacionamentos mais gerais propostos anteriormente (Schüehli 2005). Além da evolução dos algoritmos, outro aspecto a ser apontado é o tamanho dos conjuntos de dados trabalhados, que para aquele momento conjuntos de dados minimalistas (reduzido número de terminais e caracteres) foram satisfatórios. Como hipóteses inovadoras, cumpriram com seu

objetivo, mas uma subsequente melhoria e expansão do conjunto de dados morfológicos ainda hoje são desejáveis. Desta forma um dos principais objetivos deste estudo é entregar uma resposta para o questionamento se a expansão do conjunto de dados morfológicos é capaz de recuperar hipóteses de classificação semelhantes a filogenia molecular.

Considerando os últimos estudos filogenéticos (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015, Grzywacz *et al.* 2017), a biologia molecular tem se mostrado como uma excelente ferramenta para resolver problemáticas históricas da taxonomia da família. Além disto, a diversidade de *loci* disponíveis permite identificar diversos níveis de taxa evolutiva, seja para relacionamentos mais recentes quanto mais antigos, comportando melhor a questão sobre o ruído causado pelas homoplasias. Ainda que estável, os relacionamentos entre as principais linhagens de Muscidae carecem de uma robustez em termos de suporte (e.g. Probabilidade Posterior Bayesiana, *Bootstrap*, etc), que só pode ser obtida com a expansão do conjunto de dados atual, seja em número de caracteres (e.g., número de pares de bases, tamanho dos *loci* amplificados, número de *loci* analisados), quanto em número de terminais.

Especificamente sobre a importância de Cyrtoneurinae, por que esta subfamília é um grupo interessante a ser estudado sob o ponto de vista da sistemática? Anteriormente à Haseyama *et al.* (2015), nunca havia sido testada a monofilia da subfamília, a qual era recorrentemente indicada como um grupo não-natural (Carvalho *et al.* 1993, Couri & Carvalho 2003, Carvalho *et al.* 2005, Costacurta & Carvalho 2005). Snyder (1954) propôs a tribo Cyrtoneurini, para alocar os táxons relacionados ao gênero *Cyrtoneurina* Giglio-Tos (*Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* Malloch, na época), envolvendo gêneros exclusivamente neotropicais. Hennig (1965), além de corrigir a grafia de Cyrtoneurini para Cyrtoneurini (Sabrosky 1999), propõem que este táxon em um novo *sensu*, deveria ser tratado como uma subfamília ao invés de tribo. O *status* de Cyrtoneurinae (*sensu* Hennig 1965) foi sustentado por Pont (1972) na classificação proposta do primeiro catálogo de Muscidae da região Neotropical.

Em Carvalho *et al.* (2005), o mais recente catálogo de Muscidae, Cyrtoneurinae estava composta por 11 gêneros: *Arthurella* Albuquerque, *Cariocamyia* Snyder, *Charadrella* Wulp, *Chortinus* Aldrich, *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, *Mufordia* Malloch, *Neomuscina* Townsend, *Neomusciniopsis* Albuquerque & Lopes, *Neurotrixa* Shannon & Del Ponte e *Pseudoptilolepis* Snyder. Haseyama *et al.* (2015) testaram o posicionamento de apenas cinco destes 11 gêneros (*Cariocamyia*, *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, *Neomuscina*, *Pseudoptilolepis*), e na composição final na subfamília foram incluídos mais 13 gêneros: *Atherigona* Rondani, *Scutellomusca* Townsend, *Lophosceles* Ringdahl, *Metopomyia* Malloch,

*Psilochaeta* Stein, *Eginia* Robineau-Desvoidy, *Passeromyia* Rodhain & Villeneuve, *Synthesiomyia* Brauer & Bergenstamm, *Chaetagenia* Malloch, *Philornis* Meinert, *Muscina* Robineau-Desvoidy, *Prohardyia* Pont, e *Hemichlora* Wulp. Restando seis gêneros da antiga proposta sem posicionamento, *Arthurella*, *Charadrella*, *Chortinus*, *Mufordia*, *Neomusciniopsis* e *Neurotrixa*. Além de todos os outros gêneros proximamente relacionados aos gêneros do *sensu novum* da subfamília. Dentre os quais podemos citar: *Brachygasterina* Macquart, *Dalcyella* Carvalho, *Palpibracus* Rondani, *Correntosia* Malloch, *Fraserella* Steyskal, *Balioglutum* Aldrich. Assim, totaliza-se pelo menos 30 gêneros possivelmente relacionados à Cyrtoneurinae.

Portanto, o presente estudo visa contribuir para a sistemática da família como um todo, utilizando diferentes ferramentas para hipotetizar os relacionamentos internos das subfamílias.

## 1.5 Objetivos

O presente estudo tem os seguintes objetivos: (i) testar se a filogenia morfológica é capaz de suportar a atual classificação de Muscidae; (ii) testar se a ampliação do conjunto de dados moleculares (mais terminais e mais *loci*), permite estruturar as tribos de Cyrtoneurinae (Muscidae); (iii) testar se é possível utilizar a abordagem de evidência total para posicionar táxons sem informação genética, em um contexto de classificação.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 Material Examinado**

O material examinado para a observação da morfologia é pertencente às coleções abaixo citadas e abreviadas:

AMNH – American Museum of Natural History, Nova Iorque, EUA;

BMNH – Natural History Museum of London, Londres, Inglaterra;

DZUP – Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Brasil;

INBIO – Instituto Nacional de Biodiversidad, Santo Domingo, Costa Rica;

INPA – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Coleção Sistemática de Entomologia, Manaus, Brasil;

MNRJ – Museu Nacional do Rio de Janeiro, Universidade Federal do Rio de Janeiro, São Cristóvão, Brasil;

MZSP – Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil;

USNM – Smithsonian National Museum of Natural History, Washington D.C., EUA;

WSU – Washington State University, Maurice T. James Entomological Collection, Pullman, EUA.

Todo material analisado das coleções, mesmo já identificado, foi revisado para a confirmação da identidade dos espécimes. Informações mais detalhadas dos espécimes podem ser conferidas na Tabela 1, como por exemplo, os dados das etiquetas dos espécimes analisados. A Tabela 1 contém as informações essenciais das etiquetas de coleta dos espécimens como localidade, data de coleta, nome do coletor e as demais informações pertinentes (altitude, área, coordenadas, entre outros) estão na coluna de comentários.

A lista dos terminais com DNA sequenciado e as localidades de coleta dos mesmos, pode ser conferida na Tabela 2. Nesta tabela está indicado a disponibilidade de informação filogenética (partições de genes, morfologia) para cada terminal analisado no presente estudo.

### **2.2 Escolha dos táxons terminais**



Para a reconstrução filogenética foi empregado o método de enraizamento em grupo-externo (Farris 1983, Nixon & Carpenter 1993). Neste estudo foram utilizados grupos externos diferentes para ambas as abordagens. Na abordagem molecular, as árvores foram enraizadas entre os terminais dos gêneros *Glossina* Wiedemann (Calypttratae, Glossinidae) e *Fannia* Robineau-Desvoidy (Calypttratae, Fanniidae). Na abordagem morfológica o grupo-externo selecionado foi *Lucilia sericata* Meigen (Calypttratae, Calliphoridae).

A escolha de grupos externos para a abordagem molecular se baseou nas recentes propostas de relacionamento entre as famílias de Calypttratae (Insecta, Diptera), que possui um conhecimento sedimentado sobre os relacionamentos (Kutty *et al.* 2008, 2010, Wiegmann *et al.* 2011) e várias sequências disponíveis. A tarefa de escolher terminais para enraizamento da filogenia morfológica foi mais árdua. O nível de homoplasia dos caracteres que estruturam as relações internas de Muscidae também é alto em relação ao plano básico de Calypttratae, isto é, caracteres que suportam clados internos em Muscidae também evoluíram independentemente em outros dípteros caliptrados. Isto dificultou muito o processo de inferência de homologias primárias.

Os grupos externos tradicionalmente utilizados para enraizamento de filogenias de Muscidae são terminais de Anthomyiidae, que até recentemente era considerada como grupo irmão de Muscidae, baseado em Michelsen (1991). A família Anthomyiidae atualmente é considerada pertencente a um clado mais apical em relação à Muscidae, portanto mais proximamente relacionada aos Oestroidea (i.e. Calliphoridae, Tachinidae, Oestridae) do que com o restante dos caliptrados (i.e. Hippoboscoidea, Fanniidae, Muscidae) (Kutty *et al.* 2008, 2010, Wiegmann *et al.* 2011). Desta forma, a escolha aleatória (conforme disponibilidade de material no DZUP) de antomiídeos ou outros caliptrados, não proporcionou relacionamentos informativos para a parcimônia na filogenia de Muscidae, principalmente para reconstruir a base das árvores.

Terminais como *Coenosopsia albuquerquei* Bortolanza & Carvalho (Anthomyiidae), *Delia platura* (Meigen) (Anthomyiidae), *Phaonantho mallochi* Curran (Anthomyiidae), *Eurychaeta palpalis* (Robineau-Desvoidy) (Calliphoridae), *L. sericata* (Calliphoridae), *Fannia canicularis* (Linnaeus) (Fanniidae) e *Melophagus ovinus* (Linnaeus) (Hippoboscidae), foram utilizados *a priori*, sendo considerados os caracteres autapomórficos para as famílias. Estes terminais causaram grande instabilidade nas análises preliminares de maneira geral (árvores não mostradas), fazendo com que terminais considerados mais basais em relação à Muscidae em Calypttratae (i.e., Fanniidae) fossem posicionados entre os grupos apicais de Muscidae. Os terminais de Anthomyiidae tiveram comportamento semelhante, e na maioria

das vezes relacionavam-se aos terminais de Azeliini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). Em outro esquema de pesagem, relacionavam-se com terminais de Cyrtoneurinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) e não eram monofiléticos (*D. platura* e *P. mallochi* em um clado e *C. albuquerquei* em outro). Em relação à *M. ovinus*, a fonte de incerteza no posicionamento foi causado, indubitavelmente, pelo grande número de caracteres não comparáveis, ou ausentes, que é indiferente sob a ótica do algoritmo de Parcimônia. Os terminais de Hippoboscidae são grupos morfológicamente muito modificados em função de sua biologia ectoparasitária obrigatória (i.e., modificações das estruturas da probóscide, achatamento torácico dorso-ventral, ausência de asas, suturas diferenciadas no mesotórax, quetotaxia particular). Os califorídeos não formavam um grupo monofilético, quando ambas as espécies eram analisadas juntas. *Eurychaeta palpalis* relacionava-se em um grau com terminais apicais de Muscidae (i.e. terminais de *Philornis* Meinert e *Limnophora* Robineau-Desvoidy), já *L. sericata* apresentava posicionamento próximo às espécies da tribo Muscini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005) e à princípio, com pouca influência sobre a estruturação de outros clados.

Quanto ao grupo interno, para testar o posicionamento dos gêneros entre as subfamílias e tribos, foi realizada uma amostragem para filogenia de Muscidae, isto é, uma amostragem com representantes em todas as subfamílias (*sensu* Carvalho *et al.* 2005 e Haseyama *et al.* 2015) e todas as regiões biogeográficas. Para Cyrtoneurinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) foi utilizado um maior número de terminais para resolução dos relacionamentos, ao nível de tribo, da subfamília. Outros agrupamentos também tiveram sua amostragem aumentada com o objetivo de compreender melhor os relacionamentos internos das subfamílias, como por exemplo para gêneros de Muscinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) e do gênero *Atherigona* Rondani. A lista de terminais com informação disponível tanto para a filogenia morfológica quanto molecular pode ser observada na Tabela 2.

A escolha dos terminais do grupo interno baseou-se principalmente na disponibilidade de material, tanto montado e depositado em instituições/museus, quanto material prontamente disponível para extração e sequenciamento de DNA. Na abordagem morfológica priorizou-se: (i) utilizar o maior número possível de terminais presentes na proposta de classificação mais recente (Haseyama *et al.* 2015); e (ii) maximizar o número de terminais comuns entre às abordagens molecular e morfológica. Estas duas estratégias permitem que, em um primeiro momento, seja possível comparar se os caracteres morfológicos possuem o mesmo poder explicativo daquele observados pelos dados moleculares na estrutura das subfamílias de Muscidae. Além de viabilizar a análise de evidência total, utilizando o maior número de linhagens possíveis simultaneamente.

### 2.3 Estudo da morfologia

A terminologia seguiu Cumming & Wood (2009).

As observações dos exemplares foram realizadas utilizando microscópio estereoscópio Zeiss Stemi DV4. Para o exame das genitálias foram necessárias dissecções e preparo do material. O abdômen dos espécimes foi removido e imerso em solução cáustica de hidróxido de potássio (KOH) à concentração de 10%. As peças permaneceram imersas no KOH de 24 a 72 horas à temperatura ambiente. Após a clarificação, o KOH foi neutralizado em Ácido Acético à 10%. Em seguida, as peças foram lavadas em álcool 70%, imersas em glicerina líquida, e então analisadas em microscópio Zeiss Standard. As fotos obtidas com diferentes camadas de foco foram montadas com o programa de empilhamento Helicon Focus versão 5.3 (Heliconsoft, Kharkiv, Ucrânia). As ilustrações foram desenvolvidas a partir da vetorização de fotos ou de desenhos feitos à mão com o auxílio de câmara clara acoplada ao microscópio ou estereomicroscópio. As vetorizações foram realizadas utilizando o programa Inkscape (Project Inkscape, Brooklyn, EUA). Ao final do estudo, o material dissecado foi acondicionado em microtubo com glicerina e este afixado ao alfinete do exemplar.

### 2.4 Construção dos caracteres morfológicos

O conjunto de dados construídos para a filogenia morfológica do presente estudo é o maior conjunto de dados já analisados para a família, tanto em número de terminais, quanto em número de caracteres. Foram utilizados 133 terminais (dois fósseis do âmbar dominicano), para a construção de 169 caracteres. Cada caráter foi tratado como uma hipótese de agrupamento (homologias primárias *sensu* Pinna 1991). Durante a construção dos caracteres, buscou-se respeitar a independência dos caracteres (Pinna 1991, Sereno 2007), e minimizar o número de caracteres multiestado, optando-se pela construção contingente através da dependência lógica (Brazeau 2011). Dos 169 caracteres, 146 são binários e 23 multiestado. A construção respeitando a hierarquia na correlação entre os caracteres resultou na preferência pelo contingenciamento (43 caracteres contingentes).

A distribuição mais geral dos caracteres foi: coloração (três caracteres); cabeça (29 caracteres); tórax (41 caracteres); asa e caliptras (20 caracteres); pernas (17 caracteres); abdômen (dois caracteres); terminália de fêmea (44 caracteres); terminália de macho (11 caracteres) e imaturos (três caracteres).

Nem todos os espécimes analisados tiveram a morfologia da terminália observada,. Algumas espécies por apresentarem um número reduzido de exemplares disponíveis, não foram dissecadas (principalmente terminais não neotropicais). Nestes casos, os caracteres de terminália foram construídos a partir da literatura, quando a informação estava disponível. Os caracteres de imaturos também foram construídos a partir da literatura, principalmente a partir da revisão de Skidmore (1985), mas em alguns casos foi possível observar o caráter “forma do ovo”, observando ovos “maduros” no sistema reprodutivo das fêmeas. A relação da informação extraída da literatura para a construção de caracteres está na Tabela 3.

As espécies *Aethiopomyia gigas* (Stein), *Alluaudinella lativentris* (Stein), *Fraserella altivolans* Steyskal, *Mulfordia ferruginea* Malloch, e *Rhynchomydaea tuberculifacies* (Stein), não foram observadas pela indisponibilidade de material, portanto seus caracteres foram construídos a partir da literatura, bem como para as espécies fósseis *Phaonia electrica* Pont & Carvalho e *Phaonia succini* Pont & Carvalho.

A matriz dos estados de caracteres do presente estudo foi confeccionada no programa Xper2 versão 3.2 (Ung *et al.* 2010). Os caracteres foram tratados como não ordenados (Fitch 1971) e foram considerados polimorfismos.

## 2.5 Extração, amplificação e sequenciamento do DNA

Esta etapa de execução foi primariamente conduzida de forma que permitisse cumprir um dos objetivos específicos, o preenchimento de dados faltantes da matriz de Haseyama *et al.* (2015). Naquele estudo, os autores estavam interessados nos relacionamentos em níveis mais internos da evolução filogenética de Muscidae, (i.e., subfamílias e tribos), portanto optaram por utilizar uma estratégia particular de trabalho (Fig. 1), para otimizar a obtenção do volumoso conjunto de dados. Na amostragem completa destes autores (142 terminais), a estratégia de amplificação não priorizou a amplificação de todos os genes para todos os terminais. Apenas o marcador COI foi amplificado para todos os terminais, e o restante dos marcadores (AATS, CAD e EF1-a) foram amplificados para pelo menos 67 terminais específicos, considerados chave para a filogenia em questão (Fig. 1). Esta estratégia de trabalho está alinhada com o proposto em Wiens *et al.* (2005), onde as principais motivações para o emprego desta estratégia são: (i) melhora na logística de execução do trabalho laboratorial; (ii) diminuição de despesas (recursos financeiros); (iii) as sequências dos genes nucleares em espécies selecionadas *per se* seriam capazes de resolver ramos mais internos e

estruturarem a árvore, enquanto que o COI seria capaz de estabelecer o relacionamento entre os nós mais recentes (internamente aos gêneros).

No presente estudo, o principal foco foi investigar os relacionamentos intergenéricos e tentar aplicar este conhecimento à nomenclatura taxonômica. Isto é, responder se a estrutura das subfamílias permanece a mesma que em Haseyama *et al.* (2015) e quais são os grupos monofiléticos subordinados (tribos). Neste sentido, a estratégia de amplificação e sequenciamento aqui empregada foi baseada na amostragem total (genes) para todos os terminais (Fig. 2). Esta estratégia, embora seja mais trabalhosa e custosa (tempo e recurso), é a melhor maneira de inferir os relacionamentos internos dos grupos alvo. Um volume maior de dados para todos os terminais proporciona maior estabilidade às hipóteses, e pode proporcionar aumento dos valores de suporte (e.g. *Bootstrap*, Probabilidade Posterior Bayesiana, etc.), concedendo maior confiabilidade para decisões taxonômicas.

A execução das atividades laboratoriais, como os processos de extração, amplificação e purificação foram realizados no Laboratório de Biologia Molecular Danúncia Urban, do Departamento de Zoologia, da Universidade Federal do Paraná (UFPR). As reações de pré-sequenciamento, bem como o sequenciamento de Sanger *in situ*, foram realizadas no Laboratório de Genômica Estrutural do Centro de Biotecnologia, da Universidade Federal de Pelotas (UFPel), sob a supervisão do Prof. Dr. Vinicius Farias Campos.

Foram submetidos 93 espécimes ao protocolo de extração de DNA. O processo foi realizado utilizando dois diferentes kits de extração de DNA baseados em colunas de sílica: o *DNeasy Blood & Tissue* (Qiagen, Valencia, EUA), e o *Purelink Genomic DNA extraction* (Invitrogen, Waltham, EUA). Os protocolos de extração seguiram basicamente o sugerido pelos fabricantes, exceto por: (i) na etapa de lise dos tecidos, foi utilizada uma abordagem não destrutiva do exemplar, o que permite a posterior montagem e deposição do *voucher* em coleções biológicas. Assim, as moscas inteiras foram individualizadas em papel-toalha para a evaporação do líquido de criopreservação (álcool absoluto), logo depois foram incubadas em proteinase K e solução tampão de digestão (*buffer* de lise); (ii) já que o inseto não seria macerado e destruído, optou-se por deixá-lo mais tempo incubado à 56°C, variando de 48h à 90h; (iii) a fim de obter um estoque de DNA genômico mais concentrado, as eluições finais do DNA foram realizadas com apenas 40-50µl do tampão de eluição.

A metodologia de amplificação dos fragmentos de DNA foi realizada via Reações em Cadeia da Polimerase (PCR) convencionais. Os marcadores utilizados neste estudo figuram entre os mais utilizados em estudos de sistemática de Diptera (Gibson *et al.* 2011) e foram escolhidos com o intuito de manter a homologia com as sequências anteriormente publicadas

e disponíveis no Genbank (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015, Grzywacz *et al.* 2017). Os marcadores genéticos escolhidos para amplificação no presente estudo foram: (i) o gene mitocondrial Citocromo c Oxidase subunidade I (COI); e os genes nucleares codificadores de proteína, (ii) Aspartil-tRNA Sintetase (AATS); (iii) o domínio Carbamoil Fosfato Sintetase (CPS) do gene CAD (fragmento 4); e (iv) o Fator de Elongação 1 alfa (EF1- $\alpha$ ). Os iniciadores utilizados foram obtidos em Haseyama *et al.* (2015), e em alguns casos iniciadores alternativos foram utilizados (Gibson *et al.* 2011). A lista dos iniciadores utilizados no presente estudo está na Tabela 4.

Todos os iniciadores foram utilizados nas PCR's com a concentração de 10pmol/ $\mu$ L. As reações foram conduzidas no volume de 50 $\mu$ L usando a enzima GoTaq® G2 DNA Polymerase (Promega, Madison, USA) seguindo as especificações do fabricante, otimizando apenas os seguintes aspectos: (i) para o COI, apenas 1-1,5 $\mu$ L de cada iniciador foi utilizado, e de 0,5-2 $\mu$ L de DNA genômico; (ii) para os genes AATS, CAD e EF1-a, foram utilizados 1,2-2,5 $\mu$ L de cada iniciador, bem como 2-7 $\mu$ L de DNA genômico; (iii) para todas as reações o volume de Cloreto de Magnésio foi otimizado variando de 3-6 $\mu$ L à 25mM. Alternativamente, também foi utilizada a mistura pré-otimizada (*Master Mix*) GoTaq® G2 Green Master Mix Hot Start (Promega, Madison, USA), o protocolo de utilização seguiu as especificações do fabricante para reações de 50 $\mu$ L, e as concentrações dos iniciadores e de amostra de DNA permaneceram as mesmas das reações supracitadas.

Para as PCR's com os genes nucleares, a programação do termociclador foi realizada utilizando a estratégia de PCR *touchdown*, a qual tem o objetivo de minimizar a amplificação de produtos espúrios através da diminuição sucessiva da temperatura de anelamento (Don *et al.* 1991, Korbie & Mattick 2008). Para o gene mitocondrial COI, o programa de ciclagem ocorreu de forma convencional. As especificações dos ciclos das reações encontram-se nas Tabelas 5 e 6. Alternativamente, para algumas amostras a abordagem por gradiente de temperatura de anelamento foi utilizada, e então as amostras resubmetidas à PCR com a temperatura de anelamento otimizada.

Os produtos de PCR passaram por inspeção de sucesso através do processo de eletroforese em gel de Agarose (1,2%). Foi utilizado apenas 1-3 $\mu$ L das amostras, o DNA foi corado com solução GelRed Stain (Biotium Inc., Hayward, USA) adicionado durante a manufatura do gel (*precasting*). Anteriormente à purificação, os produtos de PCR que atingiram as concentrações de DNA recomendada para sequenciamento, passaram novamente pelo processo de eletroforese. Desta vez, todo o volume da amostra foi depositado em poços modificados no gel de Agarose de alta concentração (2,5-3%). Desta forma, foi possível

separar o DNA alvo de possíveis amplificações indesejadas, e então as bandas de interesse foram cortadas com auxílio de bisturi e posteriormente purificadas. A etapa de purificação foi realizada utilizando o kit *Wizard®* SV Gel and PCR Clean-Up System (Promega, Madison, USA). Os produtos de PCR purificados foram enviados para sequenciamento em ambas as direções (senso/antisense).

Os cromatogramas obtidos do sequenciamento foram observados utilizando o programa Chromas Lite 2.6.2 (Technelysium Pty, Brisbane, Austrália). As edições necessárias foram realizadas usando os programas BioEdit 7.2.5 (Hall 1999, 2013) e MEGA7 (Kumar *et al.* 2016). Para cada sequência, observou-se o índice de qualidade que indica a probabilidade de erro de cada nucleotídeo. Além disto, foi realizada a inspeção visual da concordância entre o cromatograma e os nucleotídeos em ambas as fitas (senso/antisense). Para aquelas posições onde o índice de erro era muito alto em ambas as fitas (índices menores que 10), e pela inspeção visual não foi possível definir a base, incorporou-se o código de incerteza “N” no lugar do nucleotídeo. As extremidades das sequências degeneradas pelos iniciadores foram eliminadas, e então as sequências consenso foram obtidas utilizando o método bayesiano de consenso implementado no programa SeqTrace 0.9 (Stucky 2012).



## 2.6 Alinhamento, modelos evolutivos e particionamento

### 2.6.1 Alinhamento das sequências de DNA

Além das sequências obtidas *de novo* no presente estudo, foram utilizadas sequências disponíveis no Genbank. O conjunto de dados moleculares foi representado por oito marcadores (12S, 16S, 28S, AATS, COI, CAD, CytB, EF1- $\alpha$ ). Cada gene foi considerado uma matriz, e foram individualmente alinhados utilizando o programa MAFFT 7 (Kato *et al.* 2017) na versão de servidor *online* (<https://mafft.cbrc.jp/alignment/server>). Para todos os marcadores, exceto os ribossomais (12S, 16S, 28S), foi implementado o algoritmo de método progressivo G-INS-1, que possui um maior tempo de execução dentre os algoritmos disponíveis, mas é o que geralmente proporciona o alinhamento mais acurado. Para o alinhamento dos marcadores ribossomais foi utilizado o algoritmo Q-INS-i, recomendado pelo desenvolvedor para este tipo de gene, e que é capaz de utilizar as estruturas secundárias nos critérios de alinhamento. Foram consideradas estruturas secundárias somente para o gene 28S. O perfil de alinhamento seguiu as matrizes de pontuação (*scores*) padrão dos algoritmos.

### 2.6.2 Filtragem de dados moleculares

A filtragem de dados é uma prática comum em estudos filogenéticos com dados moleculares (e.g. Wiegmann *et al.* 2011, Haseyama *et al.* 2015, Maronna *et al.* 2016), e serve para o propósito de eliminar ruído na análise causado por sinal filogenético espúrio, geralmente causado por regiões do alinhamento pouco conservadas, com alta saturação, e/ou ricas em gaps.

A filtragem dos dados no presente estudo foi realizada utilizando o programa GBlocks Server 0.91b (Castresana 2000, Talavera & Castresana 2007) executado a partir do servidor Castresana Lab ([molevol.cmima.csic.es/castresana/Gblocks\\_server](http://molevol.cmima.csic.es/castresana/Gblocks_server)), e alternativamente do servidor MAB ([phylogeny.fr](http://phylogeny.fr)). O GBlocks atua extraindo regiões problemáticas do alinhamento, e então estabelece e delimita blocos suficientemente conservados (com parâmetros ajustáveis) para serem mantidos no alinhamento final. Optou-se por uma abordagem menos restritiva no processo de filtragem: (i) permitindo gaps nos blocos finais; e (ii) possibilitando sequências de comprimentos diferentes no caso de haver uma ou mais sequências de tamanhos muito discrepantes das demais. Uma abordagem menos restritiva para a delimitação dos blocos, isto é, filtrar os dados, mas com uma intensidade moderada,

baseia-se no fato de que a exclusão de muitos dados em filtrações mais restritivas pode levar também à perda de informação não espúria e fundamental para a filogenia (Talavera & Castresana 2007). Fato que pode ser explicado de uma forma mais didática como em Maronna *et al.* (2016), que filtrações mais severas “*throws the baby out with the bath water*”.

Todos os alinhamentos foram filtrados com o GBlocks, exceto o gene EF1- $\alpha$ , pois existem terminais com tamanhos de alinhamento muitos discrepantes, e regiões não homólogas entre todos os terminais. Foi observado que todas as sequências do marcador, possuem pelo menos uma região de aproximadamente 300 pares de bases (pb) comum à todos os terminais. A decisão de manter algumas zonas não homólogas entre todos os terminais, foi tomada em função do alinhamento de 1186 pb resultar em um alinhamento de apenas 219 pb após filtração, mesmo utilizando os parâmetros menos restritivos no GBlocks. A justificativa de manutenção das sequências com tamanhos discrepantes e com zonas não homólogas para todos os terminais é baseada no fato de que as sequências obtidas do Genbank oriundas de estudos como Kutty *et al.* (2008, 2010, 2014) e Grzywacz *et al.* (2017) possuem um alto número de terminais com muitos sítios homólogos entre si; já as sequências obtidas *de novo* neste trabalho possuem um alto número terminais com muitos sítios homólogos com as sequências de EF1- $\alpha$  de Haseyama *et al.* (2015). Desta forma, assume-se que a exclusão do volume geral de dados no alinhamento (de 1186 pb para 219 pb) pode ser mais prejudicial para o sinal filogenético do que manter zonas não conservadas e a distribuição aleatória de dados faltantes no alinhamento (Simmons 2012). Uma exemplificação mais didática sobre o estado do alinhamento do marcador EF1- $\alpha$ , pode ser observada na Fig. 3.

### 2.6.3 Esquema de particionamento e modelos evolutivos dos dados moleculares

A busca pelo melhor esquema de particionamento e pelos modelos evolutivos mais adequados para o atual conjunto de dados moleculares, foi realizada através de dois programas: o PartitionFinder2 (Lanfear *et al.* 2017) e o ModelFinder (Kalyaanamoorthy *et al.* 2017).

O PartitionFinder2 foi utilizado implementado a partir da *cluster* do servidor CIPRES (Miller *et al.* 2010), com as configurações recomendadas pelos desenvolvedores e a escolha do esquema de particionamento feita pelo critério de informação bayesiano (BIC) utilizando o algoritmo heurístico de busca. Da mesma forma, o ModelFinder foi utilizado sem alterar as configurações padrão do software, exceto em análises com dados combinados, onde as análises utilizaram a função *TESTMERGE*, que faz com que o programa combine as partições

iniciais se isto aumentar o *fitness* ao modelo estimado (BIC), exatamente da mesma forma como o PartitionFinder2 trabalha. O ModelFinder é implementado nativamente no servidor IQ-Tree (<http://iqtree.cibiv.univie.ac.at/>) (Nguyen *et al.* 2015, Trifinopoulos *et al.* 2016), mas este foi executado também a partir de uma máquina local (Nguyen *et al.* 2015) com processador de quatro núcleos e interface Ubuntu 16.04 LTS (Canonical Ltd, Londres, Inglaterra). Em ambas as ferramentas, o esquema inicialmente imposto foi o particionamento por códons, exceto para os genes ribossomais (12S, 16S, 28S). A decisão de utilizar o particionamento por códons é baseada no fato de que os genes utilizados no presente estudo são codificadores de proteína, e possuem taxas heterogêneas de evolução nas diferentes posições dos códons de um mesmo gene. A utilização de diferentes programas para busca de modelos evolutivos é ocasionado por terem sido implementadas diversas análises diferentes, com objetivos específicos.

#### 2.6.4 Esquema de particionamento dos caracteres morfológicos

Atualmente têm-se discutido a eficiência do particionamento de dados morfológicos em análises utilizando modelos baseados em Máxima Verossimilhança, como por exemplo, a generalização e modificação do modelo JC69 (Jukes & Cantor 1969), o famoso modelo Mk para caracteres morfológicos (Lewis 2001). Trabalhos utilizando formas de particionamento para estes dados vêm em uma crescente aceitação (Clarke *et al.* 2006, Clarke & Middleton 2008, Wright & Hillis 2014, Harrison & Larsson 2015, Wright 2015, Lanfear *et al.* 2017, Rosa *et al.* 2018). Em alguns casos, a divisão em partições segundo a “taxa evolutiva” dos caracteres morfológicos é inferida a partir de pré-concepções sobre o grupo estudado, como por exemplo, o particionamento baseado em regiões anatômicas ou anatômico-funcionais (i.e. musculatura de voo, ossos peitorais, caracteres de forma do bico em Aves) (Clarke *et al.* 2006, Clarke & Middleton 2008). Esta estratégia parte da premissa que diferentes regiões e estruturas corporais evoluem em taxas diferenciadas, pois sofrem pressões evolutivas diferenciadas.

Um método mais recente de particionamento (Rosa *et al.* 2018) exclui a necessidade de enviar o esquema de particionamento baseado em acentuadas pré-concepções, além de melhorar estatisticamente os valores de verossimilhança obtidos. Esta metodologia de particionamento incorpora os índices de homoplasia como critério de “taxa evolutiva”. Para estimar os índices de homoplasia, efetua-se uma análise de parcimônia sob pesagem implícita (no artigo valores fixados em K=3), e então são criadas categorias com base nos *scores* de

homoplasia de cada caráter, e assim os caracteres são agrupados nas partições que representam seu respectivo *score*. No presente estudo foi utilizada a metodologia de particionamento por homoplasia (Rosa *et al.* 2018) apenas na abordagem de evidência total, a fim de aumentar o poder explicativo dos caracteres morfológicos frente aos volumosos dados moleculares. Diferenciando-se do proposto naquele artigo ( $K=3$ ), o valor aqui utilizado para a constante de concavidade ( $K$ ), foi de  $K=27,226563$  que é o valor recomendado para o atual conjunto de dados, segundo o *script setK* (Arias, S. dados não publicados).

## 2.7 Análises Filogenéticas

### 2.7.1 Filogenia morfológica

A matriz de dados morfológicos com todos os caracteres tratados como não ordenados (Fitch 1971), foi analisada sob o critério de optimalidade da Parcimônia (Pa), utilizando o software TNT 1.5 (Goloboff & Catalano 2016).

A matriz analisada no presente estudo pode ser considerada relativamente grande, e conjuntos de dados como este, com muitos terminais ( $>100$ ), geralmente são considerados problemáticos pela alta demanda computacional (Tempo de análise vs Eficiência) (Goloboff 1999). Desta forma, algoritmos com estratégias mais adequadas do que as empregadas pelo algoritmo de busca tradicional (*Traditional Search*) são recomendados, por isso os algoritmos de *New Technology* do TNT são os indicados nestes casos (Goloboff 1999).

Portanto, a busca pela árvore mais parcimoniosa (AMP) foi realizada utilizando os algoritmos de busca *New Technology Search* (*Ratchet*, *Drift* e *Tree-Fusing*). Os algoritmos *Ratchet* e *Drift* foram utilizados com 100 iterações cada, e com o restante dos parâmetros no modo padrão. Para o *Tree-fusing* foi alterado o padrão para fusão global a cada um novo acerto da melhor árvore. Foram carreadas 50 corridas independentes e simultâneas, utilizadas para permitir uma melhor exploração do universo amostral. O critério de parada da análise foi estipulado para quando a árvore com melhor *fit* estabilizasse o consenso pelo menos duas vezes. Estes algoritmos interagem simultaneamente durante a análise, com estratégias que permitem diferentes graus de perturbação das árvores mantidas na memória, aumentando a probabilidade de que árvores subótimas sejam descartadas, e então somente as AMP sejam retidas.

Foram realizadas análises com diferentes tipos de pesagem, a pesagem igual (EW) implementada como padrão no TNT, e a pesagem implícita (IW) (Goloboff 1993), ajustando

os valores da constante de concavidade (K) manualmente. O esquema de pesagem implícita foi determinado pelo valor de saída do script *setk* (Arias, S. – dados não publicados). Foram realizadas análises independentes com os sucessivos valores de K, partindo de K=1 até o valor estimado pelo script.

A visualização dos cladogramas com o consenso estrito foi realizada no programa Winclada (Nixon 2002), posteriormente foram exportados e então editados no programa Inkscape para uma melhor apresentação gráfica neste manuscrito.

### 2.7.2 *Filogenia molecular*

#### 2.7.2.1 *Critério de optimalidade*

O critério de optimalidade adotado para as análises dos dados moleculares foi o de Máxima Verossimilhança (ML - daqui em diante). O método de ML é amplamente utilizado em filogenias moleculares (i.e., Kutty *et al.* 2008, 2014, Wiegmann *et al.* 2011, Stamatakis 2014, Haseyama *et al.* 2015, Maronna *et al.* 2016). Os diferentes algoritmos dos programas de análise de ML, geralmente são computacionalmente muito eficientes, isto é, são capazes de encontrar a melhor árvore de ML em curtos espaços de tempo. Inclusive em análises complexas e com muitos parâmetros (e.g., matrizes com muitos terminais, multi *loci*, filogenômicas, com dados muito particionadas, com modelos evolutivos complexos).

#### 2.7.2.2 *Programa de análise de Máxima Verossimilhança*

O programa utilizado para as análises de ML do presente estudo foi o IQ-Tree 1.6.5 (Nguyen *et al.* 2015, Trifinopoulos *et al.* 2016). O IQ-TREE foi desenvolvido com o objetivo de ser uma ferramenta capaz de analisar grandes e complexos conjuntos de dados, prometendo uma maior acurácia e eficiência computacional em comparação a outros programas de ML existentes. Segundo os desenvolvedores (Nguyen *et al.* 2015), isto é possível, pois o programa utiliza a combinação de diferentes novos métodos estocásticos de busca, permitindo bons resultados até mesmo em análises ricas em parâmetros e com alta demanda computacional. Além disto, os suportes de ramo são estimados através de uma aproximação modificada do convencional *Bootstrap*, o *Ultrafast Bootstrap* (UFB) (Minh *et al.* 2013, Hoang *et al.* 2017). Esta aproximação permite acessar os valores de suporte em média oito vezes mais rapidamente que o *Rapid Bootstrap* (RBS) do RAxML (Stamatakis *et*

*al.* 2008) e 700 vezes mais rapidamente que o *Bootstrap* convencional (SBS) (Efron 1979, Felsenstein 1985), além de possibilitar a obtenção de valores menos enviesados de suporte de ramo em comparação ao SBS e o RBS (Minh *et al.* 2013, Hoang *et al.* 2017).

Além destas características mencionadas acima, outros fatores adicionais foram motivadores pela escolha do IQ-Tree ao invés da utilização de outro programa de ML, como por exemplo, o RAxML (Stamatakis 2014). Um dos fatores é que o IQ-Tree permite a aplicação de todos os modelos evolutivos mais conhecidos. Enquanto que o RAxML permite apenas a implementação do modelo GTR (dados moleculares), que possui mais parâmetros (mais complexo) que outros modelos evolutivos (Lanfear *et al.* 2017). O valor de verossimilhança obtido em uma análise qualquer, utilizando o modelo GTR, tem que ser muito melhor (muito mais alto) do que os valores de verossimilhança com modelos menos complexos, para que o GTR seja aceito como o de melhor fit, em função da penalização no número extra de parâmetros. Isto se dá devido à escolha da hipótese que melhor explica os dados, geralmente utilizar o BIC como critério estatístico de seleção, e este critério penaliza com alta intensidade modelos mais complexos. As hipóteses com modelos menos complexos geralmente são as indicadas como estatisticamente mais adequadas, pois possuem um melhor *fit* aos dados, e menos frequentemente são observadas violações de modelo. Além disto, o IQ-Tree permite implementar testes estatísticos alternativos ao *Bootstrap* para suporte dos ramos, como o SH-aLRT e aBayes (Guindon *et al.* 2010, Anisimova *et al.* 2011). E por último, é possível implementar diferentes métricas de contraste de hipóteses filogenéticas, através da ferramenta de testes de topologia.

### 2.7.2.3 Metodologia de análise (blocos analíticos)

As análises foram conduzidas em blocos analíticos, que podem ser interpretadas como etapas, explicadas a seguir.

O primeiro bloco foi constituído da etapa (i), que é representado pela análise de ML individual de cada marcador. Cada alinhamento filtrado constituiu uma matriz, e cada uma destas matrizes foi submetida a 20 buscas independentes pela árvore de ML. Não foi utilizado particionamento neste bloco, mas foi permitido que o ModelFinder encontrasse o modelo evolutivo com melhor *fit* aos dados segundo o critério bayesiano de informação (BIC). Os comprimentos de ramo foram considerados ligados, mas esta opção de ligar ou desligar os comprimentos de ramo é redundante em uma análise de apenas um *locus*, mas é obrigatório para o usuário escolher uma das opções no servidor.

A seguir, na etapa (ii), o melhor resultado da análise de ML de cada marcador (maior valor de log da verossimilhança) foi submetido ao programa RogueNaRok (Aberer *et al.* 2013), para testar quais táxons foram considerados *rogues*. De uma forma simplificada, terminais denominados como *rogues* são aqueles que influenciam negativamente o *score* (RBIC - *relative bipartition information criterion*) e a estrutura da árvore consenso de *Bootstrap* (Aberer *et al.* 2013). Isto se deve ao posicionamento incerto dos *rogues* na topologia, e este grau de incerteza na maioria das vezes deve ser interpretado como ruído na análise (artefatos amostrais / falsos relacionamentos), ao invés de possuir qualquer significado evolutivo.

Então, na etapa (iii), os *rogues* foram excluídos somente do alinhamento indicado. Isto é, consideremos hipoteticamente: o terminal *Cyrtoneuropsis veniseta* (Stein) foi indicado como um *rogue* na análise do marcador COI, este táxon então seria excluído somente deste alinhamento, sendo a presença deste terminal preservada nos outros alinhamentos, para uma posterior análise combinada (somente DNA). Esta estratégia permite “salvar” o terminal de ser excluído prematuramente, sem antes identificar a(s) partiçã(o)es causadora(s) do ruído, pois as análises com o RogueNaRok são geralmente efetuadas direto na análise combinada. Depois dos *rogues* serem excluídos (exceto poucos terminais, discutidos posteriormente), os alinhamentos foram concatenados utilizando o software SequenceMatrix 1.7.8 (Vaidya *et al.* 2010). Durante o processo de concatenação, os terminais com informação de apenas um único marcador foram excluídos, exceto quando o único marcador disponível era o CAD. Esta postura é motivada pelo destacável desempenho que o CAD apresentou individualmente na resolução dos cladogramas (Figs. 15–22). A matriz concatenada foi constituída de 154 terminais e 4886 pb, sendo a taxa geral de dados faltantes de 44%.

A partir daqui, o termo análise combinada significa análise da matriz com todos os genes concatenados. Para não confundir com a análise combinando dados moleculares e morfológicos, que será posteriormente referida como análise de evidência total.

Por fim, na etapa (iv), as análises combinadas com dados particionados foram conduzidas testando três abordagens: uma abordagem mantendo alguns *rogues* específicos, e com os comprimentos de ramo desligados entre as partições (denominada RUn); outra abordagem também mantendo os *rogues* específicos, mas em contrapartida utilizando os comprimentos de ramo ligados entre as partições (RLi); e por último uma abordagem completamente sem *rogues* (NRs), e com os comprimentos de ramo parametrizado de forma mais adequada para os dados (ligados ou desligados), dependendo de qual é a parametrização indicada pelo BIC entre as duas abordagens anteriores (RUn vs RLi).



O *score* do critério de informação bayesiano foi calculado para os resultados utilizando as seguintes fórmulas (Posada 2001, Emiliano 2009):

$$BIC = -2*(\log\text{-likelihood}) + 2*p*\log(n), \quad (1)$$

onde, *log-likelihood* é o valor negativo do log de verossimilhança obtido pela análise de ML; *p* é o número de parâmetros livres do modelo estimado; e *n* é o número de caracteres.

O cálculo para os valores de *p* varia em cada caso, onde na estimativa dos comprimentos de ramo desligados entre as partições a fórmula é:

$$p_{unlinked} = (2n-3) * s, \quad (2)$$

onde, a notação  $(2n-3)$  representa o número total de ramos em uma árvore enraizada, *n* é o número de terminais, e *s* é o número de partições utilizadas.

No caso dos comprimentos de ramo ligados entre as partições, a fórmula varia na forma de interação entre as variáveis, ao invés de uma multiplicação tem-se uma soma:

$$p_{linked} = (2n-3) + s \quad (3)$$

O melhor resultado é o que apresenta menor valor no *score* do BIC, portanto é aquele que deve ser escolhido como estatisticamente mais adequado (Posada 2001, Emiliano 2009).

Quanto as buscas pelas árvores de ML, para cada uma das abordagens foram realizadas pelo menos 20 corridas independentes (em RUn e RLi), e no máximo 50 corridas independentes (NRs). Todas as três abordagens foram realizadas utilizando o mesmo esquema de particionamento obtido pelo PartitionFinder2. Mas, os modelos evolutivos mais adequados para cada uma das partições foram reestimados pelo ModelFinder, a fim de testar possíveis violações de modelo causadas pelos dados, naqueles modelos estimados pelo PartitionFinder2, em uma espécie de “dupla checagem”. As análises foram repetidas inúmeras vezes, como mencionado acima, no intuito de explorar ao máximo o espaço amostral e evitar resultados subótimos. A realização de apenas uma única corrida de uma análise filogenética com algoritmos estocásticos de busca (e.g. GARLI, IQ-Tree, RAxML) (Zwickl 2006, Stamatakis 2014, Nguyen *et al.* 2015) não é suficiente para explorar o espaço amostral, pois frequentemente há variação no valor de verossimilhança e na topologia quando a mesma análise é repetida (Nguyen *et al.* 2015). Esta observação é decorrente do fato que em algumas

corridas o algoritmo acaba ficando “aprisionado” em um pico de verossimilhança subótimo. Portanto, devem ser rodadas análises independentes de ML o maior número de vezes possível, forçando que o algoritmo inicie a busca de diferentes pontos de partida no espaço amostral.

#### 2.7.2.4 Suportes de ramo alternativos

Anisimova *et al.* (2011) apresentaram uma abrangente revisão sobre a eficiência e sensibilidade de quatro diferentes métricas de suporte de ramo em filogenias, sob diferentes parâmetros e intensidade de violação de modelo. As métricas de suporte comparadas naquele momento foram testes paramétricos como o Teste de Razão de Verossimilhança aproximada (aLRT) (Anisimova & Gascuel 2006) e o Teste de Bayes de Transformação aproximada (aBayes) (Anisimova *et al.* 2011). E dentre os testes não paramétricos, o *Bootstrap* convencional (SBS) (Efron 1979, Felsenstein 1985), e o Teste de Razão de Verossimilhança modificado (SH-aLRT) (Guindon *et al.* 2010).

A partir de dados simulados, Anisimova *et al.* (2011) concluíram que o SBS, a métrica de suporte mais comum em análises de ML, apresenta um comportamento muito conservador nas estimativas. Isto é, muitos nós dos ramos da árvore simulada (“árvore verdadeira”), não foram significativamente suportados pelo SBS, nem mesmo utilizando o mesmo modelo que foi empregado para simular a árvore. Enquanto que as outras métricas se mostraram excelentes alternativas, mas cada uma com diferentes variações de sensibilidade e comportamento frente às diversas intensidades de violação de modelo. Ainda, os autores estipularam valores de corte que podem ser utilizados como referência para a aceitação dos nós (SBS > 75%; aBayes > 0.95; aLRT > 0.9; SH-aLRT > 0.85). Maronna *et al.* (2016) investigaram os relacionamentos de Leptothecata (Cnidaria, Hydrozoa) e propuseram uma classificação utilizando dados moleculares em uma ampla amostragem taxonômica. Naquele trabalho (Maronna *et al.* 2016), os autores utilizaram os suportes alternativos de ramos revisados em Anisimova *et al.* (2011), e consideraram como significativamente suportados, além dos nós com suporte de BS superior ao limiar de 75%, mas consideraram também os nós que foram suportados apenas pelas métricas alternativas, quando o BS foi inferior à 75%.

Portanto, foram utilizadas métricas alternativas ao *Bootstrap* (Ultrafast Bootstrap – UFB, neste estudo) para suporte de ramo. As métricas alternativas utilizadas foram o SH-aLRT e o aBayes. No presente estudo, os limiares para aceitação de um determinado nó como significativo foram aqueles propostos pelos autores dos testes, portanto SH-aLRT  $\geq$  80 (Guindon *et al.* 2010), aBayes  $\geq$  0.95 (Anisimova *et al.* 2011) e UFB  $\geq$  95% (Minh *et al.*

2013). Deve-se atentar que o UFB é uma forma de *Bootstrap* diferente do SBS, portanto ambos os métodos possuem diferente interpretação de valores. Geralmente no SBS, os valores recomendados são os superiores a 75%, e no UFB os valores recomendados começam a partir de 95% (Minh *et al.* 2013, Nguyen *et al.* 2015, Hoang *et al.* 2017).

As estimativas dos suportes de ramo foram calculadas simultaneamente à análise, para o UFB foram utilizados 1000 alinhamentos com o critério de parada no padrão do servidor, que são 1000 iterações (1000 visitas à locais subótimos do espaço amostral). O teste aBayes não necessita parametrização *à priori*, e para o teste SH-aLRT foram utilizadas 1000 réplicas.

Além disto, foi adotada a postura “2x1” ou “melhor de três”, para a aceitação de um clado, portanto, se pelo menos duas das três métricas suportarem um clado, ele será considerado significativamente bem suportado. Por outro lado, também foram considerados os casos onde o *Bootstrap* suporta determinado clado, mesmo que as outras métricas não suportem.

#### 2.7.2.5 Testes de topologia

O principal objetivo da utilização dos testes de topologia foi dar uma base estatística de comparação entre diferentes e contrastantes hipóteses filogenéticas. Isto serve para embasar a discussão de difíceis tomadas de decisão taxonômica. Além disto, este método permitiu testar o posicionamento mais provável de alguns táxons problemáticos, em que a análise de ML *per se* não foi sensível o suficiente para acomodar as instabilidades de posicionamento (i.e. *Itatingamyia couriae* Haseyama & Carvalho, *Passeromyia indecora* (Walker)).

O processo para estas análises é baseado no estabelecimento de imposições de relacionamento (*constraint*) *à priori*. Assim, é possível responder qual o *constraint* que melhor explica o posicionamento de um determinado táxon baseado no alinhamento. Hipoteticamente exemplificando: como seria possível saber qual é posicionamento mais provável de *P. indecora* em Muscidae, se este táxon for um *rogue* ou talvez não possua suporte significativo em algum clado? Para responder esta pergunta, utiliza-se a imposição do terminal *P. indecora* dentro ou fora de um clado (i.e. na subfamília Cyrtoneurinae, como grupo irmão da subfamília), e alternativamente criam-se outras imposições (i.e. *P. indecora* em Muscinae, grupo irmão de Muscinae, em Mydaeinae, etc). A partir dos valores de ML obtidos em cada análise utilizando os *constraints*, são conduzidos os testes estatísticos de nível de significância da diferença entre as hipóteses. Desta forma, os testes podem resultar na

rejeição ou aceitação de uma ou mais hipóteses testadas simultaneamente. Portanto, existe a possibilidade de que duas hipóteses contrastantes sejam ambas aceitas como explicativas concomitantemente. Resultados deste tipo recaem na interpretação direta dos valores dos testes (valores maiores/menor probabilidade, valores menores/menor probabilidade), e esta é uma abordagem meramente subjetiva.

As métricas de comparação utilizadas foram todas as disponíveis no IQ-TREE, como o bp-RELL, que é um teste de proporção de *Bootstrap* (bp) com reamostragem estimada do log de verossimilhança (RELL) (Kishino *et al.* 1990); o teste Kishino-Hasegawa (KH) (Kishino & Hasegawa 1989); o teste Shimodaira-Hasegawa (SH) (Shimodaira & Hasegawa 1999); o teste de peso esperado da verossimilhança (c-ELW) (Strimmer & Rambaut 2002); e por fim, o teste de aproximação não enviesada (AU) (Shimodaira 2002).

Todos estes testes possuem formas de cálculo e interpretações diferentes entre si, ainda, nem todos os testes possuem poder explicativo para múltiplas hipóteses simultâneas (mais de uma árvore). Uma caracterização geral dos resultados gerados pelos testes é a seguinte: testes como o bp-RELL e c-ELW estimam pesos para os valores de verossimilhança, sendo que a soma dos pesos individuais de todas as árvores testadas é igual a 1.0, concedendo uma noção de “proporção” de probabilidade. Já nos testes KH, SH, e AU não são gerados valores proporcionais de pesos, ao invés disto são gerados valores de  $p$ , ou seja, estimam a significância estatística das topologias testadas. Portanto, uma árvore deve ser rejeitada como uma hipótese válida se o valor de  $p < 0.05$ .

Dito, isso é necessário contextualizar e estabelecer as diferenças entre estes testes de topologia que utilizam valores de  $p$ : o teste KH foi desenvolvido como um teste de hipótese unicaudal para contraste de apenas duas hipóteses (árvores), e não possui correção para testes múltiplos. Por isso, o teste bicaudal SH foi proposto como uma versão corrigida do teste KH, permitindo a multiplicidade de comparações simultâneas (mais de duas árvores). Entretanto, foi constatado por Shimodaira (2002), que o teste SH possui um comportamento muito conservador, isto é, ele rejeita menos hipóteses do que realmente deveria (permissivo) quando múltiplas árvores são testadas. Portanto, o autor propôs o teste AU (*Approximately Unbiased test*), nomeado justamente em função de corrigir o viés observado no teste SH, sendo atualmente aceito como o teste de substituição para o KH e o SH.

### 2.7.3 Análise de evidência filogenética total

Segundo o que é discutido na literatura, não há consenso sobre o poder explicativo dos dados morfológicos frente aos dados moleculares quando analisados simultaneamente (ver subseção 1.3). De qualquer forma, a metodologia mais comumente utilizada é feita a partir da combinação direta dos mesmos terminais de ambos os conjuntos de dados (Nylander *et al.* 2004, Berger *et al.* 2011). Isto é, só são utilizados os terminais que possuem informação ao mesmo tempo para DNA e morfologia, ou no máximo algum terminal com apenas os dados morfológicos ausentes. Em abordagens deste tipo, realmente ficam difíceis de observar os efeitos da combinação dos dados. Neste contexto, o mais provável é que realmente, os dados moleculares sobrepujem os dados morfológicos totalmente na construção da árvore, não permitindo observar se a partição morfológica *per se* é capaz de posicionar corretamente táxons nas árvores.

Os estudos de evidência total evitam a utilização de terminais com informação somente para a morfologia. A justificativa geralmente recai sobre os efeitos do volume de dados ausentes, o qual é creditado na sistemática filogenética como o principal causador da diminuição de resolução de topologias e enviesador de hipóteses (Wiens & Moen 2008). Um estudo de simulação mostrou que em certas análises, mesmo utilizando táxons com alinhamentos muito incompletos, se pode obter melhoras substanciais na resolução das árvores. Pois, a manutenção destes terminais ou um pequeno aumento do número de terminais deste tipo, é capaz de subdividir ramos longos que levam a erros de interpretação do sinal filogenético (Wiens 2006). O volume da ausência de dados pode não influenciar negativamente nos resultados, mas em alguns casos onde há muitos táxons que possuem muitos dados ausentes, é crescente o risco de relacionamentos incorretos serem causados por atração de ramos longos (Wiens 2006).

Desta forma, empregar estratégias de trabalho que não sejam totalmente influenciadas pelos dados faltantes, são formas de otimizar a execução de estudos filogenéticos, assim como a estratégia de sequenciamento que foi empregada em Haseyama *et al.* (2015) (comentada anteriormente na subseção 2.5). A ideia em torno da estratégia é extremamente interessante, na qual táxons chave com informação filogenética completa exercem o papel de estruturadores gerais da árvore (genes mais conservados para relacionamentos mais antigos), e o restante dos terminais com um volume de caracteres bem menor, mas com poder de resolução a níveis evolutivos mais recentes (genes de evolução rápida para relacionamento entre espécies). Talvez, o sucesso de implementação desta estratégia não tenha sido melhor em função da escolha do COI como estruturador de relacionamentos recentes. De qualquer

forma, o potencial gerado pela utilização desta estratégia, é o motivador da metodologia de análise de evidência total, aqui executada.

No presente estudo, em uma mão possui-se um amplo volume de dados oriundos da abordagem molecular, que por sua vez exerce indubitavelmente o papel de estruturadores gerais das árvores, e em outra mão temos um conjunto de dados morfológico também abrangente, com um alto número de terminais compartilhados com a biologia molecular e que possui um poder explicativo à níveis taxonômicos de surgimento mais recente. O objetivo da abordagem por evidência total no presente estudo, é justamente transpor a estratégia acima mencionada para a combinação de diferentes fontes de dados, mesmo sabendo que o volume de dados faltantes pode enviesar alguns relacionamentos (i.e. gêneros com vários terminais, mas sem qualquer informação genética como *Palpibracus*). Mas, ao mesmo tempo em que alguns relacionamentos podem acabar sendo enviesados, outros podem acabar suscitando algum nível de iluminação sobre hipóteses filogenéticas inéditas, como posicionamento de espécies raras, terminais inéditos no contexto da sistemática, etc.

Portanto, para realizar esta abordagem, a matriz morfológica foi previamente submetida à pequenas modificações. A matriz morfológica foi modificada em relação a: (i) o grupo externo *L. sericata* foi excluído da análise, juntamente com seus caracteres autapomórficos. O enraizamento ficou à cargo dos terminais utilizados na abordagem molecular; (ii) foi criado apenas um terminal generalizado, isto é, o terminal que está na matriz possui informação do DNA respectivo a uma espécie de um dado gênero, e informação da morfologia de outra espécie do mesmo gênero. O terminal generalizado foi *Mesembrina* sp., no qual foram combinadas as informações das espécies *M. meridiana* (Linnaeus) (DNA) e *M. intermedia* (Zetterstedt) (morfologia); (iii) os táxons *Aethiopomyia gigas*, *Atherigona orientalis* e *Atherigona tibiseta* foram excluídos da análise, bem como quaisquer caracteres autapomórficos; (iv) todos os polimorfismos foram recodificados como dados ausentes, em função de análises de ML não considerarem este tipo de informação. A matriz molecular adotada foi a mesma utilizada na abordagem NRs, e foi realizada apenas a exclusão de todos os terminais do gênero *Atherigona*.

As matrizes foram editadas para que o nome dos terminais que seriam combinados fosse exatamente a mesma entre as duas abordagens. Portanto, alguns terminais tiveram o código de exemplar eliminado do nome (i.e. *Neurotrixa\_felsina\_T13* -> *Neurotrixa\_felsina*), como será observado na árvore.

Para a análise de ML, os esquemas de particionamento (PartitionFinder2) e modelos evolutivos (ModelFinder) foram os mesmos da abordagem molecular. Para os dados

morfológicos foi utilizado o método de particionamento baseado em homoplasias (Rosa *et al.* 2018), da forma como explicado na subseção 2.6.4, e o modelo evolutivo Mk (Lewis, 2001) foi a parametrização dos dados morfológicos. No total, foram utilizadas 25 partições, onde 12 respectivas aos dados moleculares, e as outras 13 dos dados morfológicos.

Não foi realizada a combinação direta das matrizes, pois o programa IQ-Tree na versão de servidor *online*, não é capaz de ler uma matriz *Phylip* (.phy) com dados mistos. Desta forma, as análises com dados mistos só podem ser realizadas utilizando a versão *off-line* do software, isto é, esta abordagem foi executada a partir de uma máquina local (processador *desktop* de quatro núcleos). As matrizes foram carregadas individualmente e a combinação dos dados foi feita pelo próprio programa. A combinação resultou em uma matriz de 209 terminais e 5055 caracteres, a proporção geral de dados ausentes foi 61,5%.

Em função das análises serem executadas a partir de uma máquina local, optou-se por fazer somente cinco buscas independentes pela árvore de ML no IQ-Tree. O conjunto de dados utilizado é relativamente grande (para sequenciamento de Sanger) e possui muitas partições, isto gerou uma complexidade muito alta para o algoritmo de busca, exigindo alta demanda computacional. Eventualmente, algumas buscas tiveram de ser interrompidas, pois entraram em *looping* e o critério de parada do programa não era atingido, mesmo rodando por cinco a seis dias ininterruptamente, o que é relativamente muito tempo para uma análise de ML. Assim, das cinco corridas independentes, foi escolhida a de melhor valor de verossimilhança. Os suportes de ramo utilizados foram os mesmos da abordagem exclusivamente molecular (SH-aLRT, aBayes, UFB).



### 3 RESULTADOS

#### 3.1 Lista de Caracteres

Os caracteres são listados a seguir. Na lista, todo caráter que apresenta o símbolo de “+” na frente de sua numeração significa que é contingente a um dos estados do caráter anterior. A lista está na mesma ordem de apresentação dos caracteres na matriz da Tabela 7. As principais estruturas envolvidas na construção dos caracteres encontram-se em uma apresentação geral nas Figuras 4-8.

#### Coloração

##### 1. Coloração metálica no corpo

[0] ausente

[1] presente

##### + 2. Coloração metálica, distribuição

[0] praticamente em todo corpo

[1] restrita aos segmentos abdominais

O estado [0] é amplamente compartilhado por espécies da subfamília Muscinae, fora desta subfamília este caráter é bem menos comum e ocorre em algumas poucas linhagens da região Neotropical, como em *Brachygasterina*, *Dalcyella*, *Psilochaeta* e *Reinwardtia*. Algumas espécies de Azeliini, apresentam o integumento brilhante, mas aqui não considerou-se homólogo este estado. Em certas ocasiões a dúvida ainda remanesce, pois o limiar entre o brilhoso e o metálico é um tanto tênue em terminais como *Myospila cyanea* que acabou sendo codificada com o estado [0], e no caso de *Calliphoroides antennatis* levou a codificação do estado [1]. O estado [1], apresenta uma ocorrência ainda menos frequente, e neste caso o abdômen de algumas espécies de Azeliini foi considerada com brilho metálico, como nos casos de *Australophyra rostrata* e *Hydrotaea cyaneiventris*. Em outros táxons mais apicais, este caráter ocorre de forma muito semelhante (intensidade do brilho, sintergito 1+2

apresentando degradê da cor de fundo para o brilhoso) como em *Correntosia*, *Psilochaeta chlorogaster*, *Hemichlora scordalus*, *Neurotrixa marinoni* e *N. sulina*.

## **Cabeça**

### **3. Cabeça em vista lateral, proporção entre os eixos antenal e oral**

[0] eixo antenal com praticamente o dobro da largura do eixo oral

[1] eixo antenal e eixo oral com larguras semelhantes

O estado [1] é compartilhado pela maioria dos muscídeos (Fig. 4. A-F), e a modificação no plano básico é observada principalmente em *Itatingamyia*, e neste conjunto de dados é uma sinapomorfia para as espécies do gênero. Em detalhe, a cabeça de *Itatingamyia* pode ser observada nas fotos presentes em Haseyama & Carvalho (2011), nas quais em uma vista lateral fica evidente o estado [0].

### **4. Palpo, dimorfismo sexual na forma**

[0] ausente

[1] presente

Algumas espécies apresentam uma leve diferença na forma do palpo entre macho e fêmea. O estado [1] é mais comumente observado em algumas espécies de *Dolichophaonia*, *Phaonia*, mas é possível observar em outros táxons, como por exemplo, em *Pseudoptilolepis*. Geralmente um dos sexos apresenta o formato do palpo cilíndrico e filiforme, enquanto o outro apresenta formas pouco mais achatadas, e às vezes com a região apical levemente mais alargada que a base. Esta variação intraespecífica da forma geral do palpo nos muscídeos, e alguns casos evidente entre macho e fêmea, levaram a proposição deste caráter ao invés de utilizar uma codificação de forma, como tradicionalmente é feita (Couri & Carvalho 2003, Soares 2008).

## 5. Palpo, distinto alargamento apical

[0] ausente

[1] presente

Este carácter é observado nas espécies do género *Lispe*, nas quais o alargamento apical que o palpo apresenta é *sui generis*, e em algumas espécies o formato lembra a forma de uma “colher” ou “espátula”.

## 6. Probóscide, mobilidade

[0] retrátil

[1] não retrátil

A probóscide retrátil é o plano básico em Calyptratae de maneira geral, e o estado [1] (Fig. 4.E) aparece exclusivamente nas linhagens que o hábito de hematofagia surge evolutivamente, e faz parte das modificações das probóscides adaptadas para picar (Zumpt 1973).

## 7. Probóscide, forma

[0] curta e pouco esclerotizada

[1] curta e bem esclerotizada

[2] longa e pouco esclerotizada

[3] longa e bem esclerotizada

Este carácter apresenta certa complexidade na codificação, envolvendo a forma de várias estruturas que constituem a probóscide. A codificação nestes estados visa claramente evitar a criação de estados homoplásicos desnecessários. Por exemplo, a forma da probóscide de *Drymeia hamata*, que apresenta o estado [2] (Fig. 5.B), é modificada em função do tipo de recurso alimentar que os adultos utilizam (provavelmente néctar ou pólen). Desta forma, a probóscide ser alongada é resultado de um processo evolutivo em diferentes peças bucais, o qual não é o mesmo processo que ocasionou a modificação das peças da probóscide de *Stomoxys calcitrans*. Em *Stomoxys* é codificado o estado [3] (Fig. 4.E), onde a probóscide

também é alongada, mas de uma forma diferenciada. As probóscides com o estado [3] onde o alongamento faz parte das modificações para penetrar tecidos de vertebrados, em função do hábito hematofago. No caso das probóscides curtas, temos algo semelhante. A maioria das espécies de Muscidae possui o estado [0] (Fig. 4.D), que é o plano básico em “Muscoidea” (Anthomyiidae, Fanniidae, Muscidae e Scatophagidae), que está associada ao hábito lambedor-sugador, diferentemente da probóscide do estado [1] (Fig. 4.F), que corresponde aos muscídeos predadores na fase adulta como os Limnophorini e Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). Além do padrão de esclerotização observado no estado [1] dos predadores, ser diferente do padrão de esclerotização observado nos hematófagos [3].

## 8. Dentes prestomais, desenvolvimento

[0] pouco desenvolvidos

[1] fortemente desenvolvidos

A presença de dentes prestomais na probóscide de Diptera surge nas linhagens de Calyptratae segundo McAlpine (1989), e na família Muscidae existem dois estados possíveis para esta estrutura. Dentes prestomais pouco desenvolvidos e praticamente interiorizados ao vestíbulo oral é o estado de caráter mais compartilhado pelas espécies da família. A modificação para o estado desenvolvido e externamente visível deste caráter acontece exclusivamente naqueles grupos de muscídeos predadores no estágio adulto, em todos os Limnophorini e Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). Este caráter foi utilizado em Couri & Pont (2000).

## 9. Labela, desenvolvimento

[0] bem desenvolvida

[1] reduzida

A redução da labela é atribuída como uma das modificações da probóscide associadas com o hábito de predação. Caráter de Couri & Pont (2000).

## 10. Antena, dilatação do pós-pedicelo

[0] não dilatado

[1] dilatado

A dilatação do pós-pedicelo é um estado relativamente raro em Muscidae, e é observado de forma acentuada dentre as espécies do gênero andino *Brachygasterina* (Carvalho 1989b) (Fig. 4.A), mas também ocorre em algumas espécies de *Palpibracus* (Soares & Carvalho 2005).

## 11. Antena, comprimento do pós-pedicelo em relação ao pedicelo

[0] curto, com no máximo duas vezes o tamanho do pedicelo

[1] mediano, entre duas a cinco vezes o tamanho do pedicelo

[2] longo, com mais de seis vezes o tamanho do pedicelo e geralmente alcançando o epistoma

A relação entre tamanhos de pedicelo e pós-pedicelo não é uma medida exata, pois em alguns casos o pedicelo é muito curto e o pós-pedicelo mediano, e em uma relação proporcional poderia levar ao engano na codificação, pois muitos estados intermediários seriam observados. Desta forma, os estados deste caráter foram construídos para diferenciar os principais padrões no tamanho da antena. Os três estados podem ser observados, respectivamente, nas imagens A, B e C da Figura 4.

## 12. Antena, ciliação da arista

[0] pubescente, com cílios muito curtos no terço basal

[1] ciliada, com cílios de no máximo o dobro do diâmetro da arista na base

[2] plumosa, com cílios mais de duas vezes mais longos que o diâmetro da arista

### + 13. Cílios ventrais na arista

[0] ausente

[1] presente

O estado [0] é apomórfico para *Hemichlora scordalus*.

### 14. Face, concavidade

[0] cavidade pouco profunda

[1] cavidade profunda

O estado [0] é o mais amplamente compartilhado entre os muscídeos e pode ser compreendido como uma cavidade facial rasa. Quando a cabeça do espécime for observada em vista lateral, a concavidade facial não é profunda o suficiente para “esconder” os pós-pedicelos. Já no estado [1] (Fig. 4.C) a concavidade é bem escavada, e profunda o suficiente para que os pós-pedicelos relativamente largos em algumas espécies, sejam completamente “escondidos” no interior da cavidade. Dentre os terminais analisados, as espécies dos gêneros *Atherigona*, *Charadrella*, *Itatingamyia* e *Souzalopesmyia* apresentam o estado [1] deste caráter. Em alguns casos, como em *Souzalopesmyia*, a face é bem escavada, mas não é o suficiente para esconder totalmente o pós-pedicelo em vista lateral. Outros gêneros, que não foram analisados no presente estudo, também apresentam formato da face condizente com a codificação do estado [1], como por exemplo, *Coenosia antennata*, *Neodexiopsis rustica*, entre outros.

### 15. Face, desenvolvimento da carena facial

[0] não desenvolvida ou subdesenvolvida, sem protuberância distinta

[1] bem desenvolvida, com protuberância distinta projetando-se entre os antenômeros

O estado [1] (Fig. 5.A,C) é observado entre linhagens mais ou menos relacionadas na literatura (Pont 1969, Haseyama & Carvalho 2012). O estado [1] foi interpretado como homólogo, para a forma observada principalmente nos gêneros *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Prohardyia*. Em *Rhynchomydaea* que foi codificado da literatura, foi assumido que o estado

observado é homólogo ao estado [1] de *Prohardyia*, como indicado por Pont (1969). Em *Cyrtoneuropsis brunnea*, *Scutellomusca scutellaris* e *Neomusciniopsis latifrontata*, uma saliência “insinuante” na carena facial, suscitou muita dúvida a respeito de estados “intermediários”, mas estes acabaram sendo codificados como ausentes. Curiosamente, a carena facial de *Drymeia hamata* apresenta um desenvolvimento diferenciado e grande protuberância entre os antenômeros também. Neste caso foi difícil inferir se a modificação na carena é em razão da estruturação particular da cabeça de *D. hamata*, ou se era uma modificação homóloga ao estado [1]. Assim, sem embasamento disponível na literatura, a fim de que a codificação não fosse meramente subjetiva por saber que *Cyrtoneurina* e *Prohardyia* são táxons “distantes” de *Drymeia*, optou-se pela homologia por correspondência e a codificação do estado [1] para *D. hamata*. Em *Graphomya*, um notável desenvolvimento da carena facial foi observado, mas neste caso, não há a formação da protuberância subcircular entre as antenas, e a forma da carena neste caso é em forma de quilha.

#### **16. Fronte, distância entre os olhos no macho**

[0] holóptico

[1] dicóptico

#### **+17. Proximidade das parafrontálias em função da condição holóptica**

[0] sem fronte visível, parafrontálias se tocam

[1] com fronte visível, parafrontálias não se tocam

#### **18. Fronte da fêmea, par de cerdas interfrontais**

[0] presente

[1] ausente

Quetotaxia da cabeça na Figura 6.



**19. Fronte da fêmea, ciliação na vita frontal**

[0] ausente

[1] presente

**20. Olho composto do macho, tamanho relativo dos omatídeos ântero-internos**

[0] desenvolvidos, pouco maiores que os demais omatídeos

[1] muito desenvolvidos, bem maiores que os demais omatídeos

[2] não desenvolvidos

**21. Olho composto do macho, ciliação entre os omatídeos**

[0] visível

[1] não visível

**+ 22. Comprimento da ciliação entre os omatídeos**

[0] curta

[1] longa

**23. Triângulo ocelar da fêmea, intensidade da esclerotização**

[0] fortemente esclerotizado

[1] pouco esclerotizado

**24. Triângulo ocelar, par de cerdas ocelares**

[0] ausente

[1] presente

## **25. Parafrontália da fêmea, cerda fronto-orbital inferior proclinada**

[0] presente

[1] ausente

O estado presente [0], é amplamente compartilhado por diferentes táxons em Muscinae (Fig. 6).

## **26. Parafrontália da fêmea, fileira de cerdas desenvolvidas subparalelas às cerdas frontais**

[0] ausente

[1] presente

O estado de presença [1] deste caráter foi observado em apenas duas linhagens no conjunto de dados analisados, em *Brachygasterina major* e *Neurotrixa*. Nas espécies *N. marinoni* (Fig. 5.D) e *N. sulina*, o estado é mais facilmente observável.

## **27. Parafaciália, tufo de cílios na região superior**

[0] ausente

[1] presente

A presença [1] é observada no gênero *Mesembrina*, no qual o pequeno tufo de cílios (*hair-like*) se concentra na região superior.

## **28. Parafaciália, fileira de cílios distribuída ao longo da placa**

[0] ausente

[1] presente

O estado [1] é diferente daquele observado em *Mesembrina*, e neste caso uma fileira de cílios mais organizada é observada. É o estado codificado em *Lispe serotina*.

## 29. Margem facial, sétulas bem desenvolvidas

[0] ausente

[1] presente

A presença de sétulas na margem facial, ou carena facial (*facial ridge* – Cumming & Wood 2009), é observado de forma didática no gênero *Cariocamyia* (Fig. 5.E). O desenvolvimento da quetotaxia em *Cariocamyia* é diferenciado dos estados observados em outros gêneros como *Brachygasterina*, *Souzalopesmyia* e *Graphomya*. Estes últimos citados apresentam uma distribuição de cílios mais ou menos numerosos na carena facial e estes cílios estendem-se da região vibrissal mais ou menos até a região superior. A distribuição dos cílios é semelhante ao padrão de *Cariocamyia*, mas a diferença de desenvolvimento é acentuada, em termos de espessura, de comprimento, e em *Cariocamyia* podem ser observados até alvéolos de inserção. Nestas condições, o termo sétula foi adotado como uma estrutura mais robusta que a ciliação comum, mas há pouco embasamento para denominação como uma “cerda” verdadeira. Outro gênero além de *Cariocamyia*, que apresenta o estado [1] é *Chaetagenia*.

## 30. Gena, cerda diferenciada voltada para cima

[0] ausente

[1] presente

Figura. 6.

## 31. Gena, projeção Fig. 4

[0] não projetada anteriormente

[1] projetada anteriormente

A projeção da gena [1] não é um estado muito comum em Muscidae, e é um estado utilizado inclusive como um diferenciador entre *Syllimnophora* e *Limnophora*. O estado [1] (Fig. 4.F, Fig. 5.A,B) ocorre também em *Drymeia hamata* neste conjunto de dados.

**Tórax****32. Cerda intra-alar pré-sutural**

[0] presente

[1] ausente

**33. Cerda supra-alar pré-sutural**

[0] presente

[1] ausente

**34. Cerda pré-alar**

[0] presente

[1] ausente

**35. Cerdas intra-alares pós-suturais do macho, número**

[0] duas cerdas

[1] uma cerda

[2] três cerdas

**36. Cerdas intra-alares pós-suturais da fêmea, número**

[0] duas cerdas

[1] uma cerda

[2] três cerdas

**37. Cerdas intra-alares, dimorfismo sexual quanto ao número**

[0] ausente

[1] presente

**38. Cerda intra-pó-salar**

[0] presente

[1] ausente

**39. Cerdas dorso-centrais pr é-suturais**

[0] ausente

[1] presente

**+ 40. Cerdas dorso-centrais pré-suturais, número**

[0] uma

[1] duas

[2] três

**41. Cerdas dorso-centrais p ós-suturais, número**

[0] uma

[1] duas

[2] três

[3] quatro

**42. Cerdas acrosticais pré-suturais**

[0] ausente

[1] presente

**+ 43. Cerdas acrosticais pré-suturais, número**

- [0] um par alinhado simetricamente
- [1] dois pares alinhados simetricamente
- [2] três pares alinhados simetricamente
- [3] quatro a seis pares assimétricos desalinhados

**44. Cerdas acrosticais pós-suturais**

- [0] presente
- [1] ausente

**45. Cerdas acrosticais pós-suturais, número**

- [0] um par alinhado simetricamente
- [1] dois pares alinhados simetricamente
- [2] três pares alinhados simetricamente
- [3] cinco pares alinhados simetricamente
- [4] quatro a seis pares assimétricos desalinhados

**46. Prosterno, ciliação**

- [0] ausente
- [1] presente

**47. Proepisterno, ciliação**

- [0] ausente
- [1] presente

**48. Anepímero na porção inferior, ciliação**

- [0] ausente
- [1] presente

**49. Anepímero na porção superior, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**+50. Anepímero na porção superior, desenvolvimento dos cílios**

[0] cílios normalmente desenvolvidos

[1] cílios muito reduzidos

**51. Anepímero na porção superior, cerdas conspícuas**

[0] ausente

[1] presente

**52. Catepisterno, cerdas anteriores**

[0] ausente

[1] presente

**+ 53. Catepisterno, número de cerdas anteriores**

[0] uma

[1] duas

**54. Catepisterno, número de cerdas posteriores**

[0] uma

[1] duas

[2] três

[3] duas a quatro



**55. Catepisterno, tufo de cílios bem desenvolvidos na região posterior**

[0] ausente

[1] presente

**56. Mero na região posterior, cerdas bem desenvolvidas dispostas em fileira**

[0] ausentes

[1] presentes

Autapomorfia do grupo externo, *Lucilia sericata*.

**57. Mero, ciliação de revestimento**

[0] ausente

[1] presente

**58. Mero, cílio longo na região súpero-anterior**

[0] ausente

[1] presente

**59. Mero, cílios bem desenvolvidos dispostos de forma desalinhada na região súpero-posterior**

[0] ausente

[1] presente

A presença é um estado exclusivamente compartilhado pelas espécies de Eginini (McAlpine 1989). No presente estudo a tribo foi representada pelos gêneros *Eginia*, *Syngamoptera* e *Xenotachina*, e todos possuem a codificação presente [1] (Fig. 7.F).

**60. Metacatepímero, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**61. Catergito, revestimento**

[0] pubescente coberto por cílios muito finos

[1] nu

Em todos os espécimes analisados, a placa pleural do catergito apresenta inúmeros cílios de cobertura (muito finos), exceto o terminal *Micropotamia minuscula*, no qual o catergito é completamente nu e de superfície lisa.

**62. Catergito, cerdas conspicuas adicionalmente a pubescência**

[0] ausente

[1] presente

**63. Anatergito, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**64. Parede pós-alar, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**65. Carena supra-esquamal anterior, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**66. Carena supra-esquamal posterior, ciliação**

[0] ausente

[1] presente

**67. Espiráculo posterior, forma**

[0] reniforme

[1] subtriangular

**68. Espiráculo posterior, ciliação marginal**

[0] ausente

[1] presente

**69. Escutelo lateralmente, ciliação**

[0] presente

[1] ausente

**+ 70. Escutelo lateralmente, distribuição dos cílios**

[0] cílios na metade superior da lateral do escutelo

[1] cílios por toda a lateral do escutelo

**71. Escutelo, ciliação lateroventral**

[0] ausente

[1] presente

**72. Subscutelo, desenvolvimento**

[0] não desenvolvido

[1] desenvolvido

**Asas e Caliptras****73. Caliptra posterior, ciliação na superfície dorsal**

[0] ausente

[1] presente

O estado [1] é sinapomorfia de *Pseudoptilolepis*.

**74. Caliptra posterior, forma**

[0] glossiforme

[1] alargada, não se estendendo para baixo do escutelo

[2] truncada posteriormente e alargada, se estendendo para baixo do escutelo

**75. Asa, margem costal com mácula contínua da base ao ápice**

[0] ausente

[1] presente

Caráter observado em *C. fuscicosta* neste estudo (Fig. 5.F).

**76. Asa, curvatura da veia subcostal em relação a costal**

- [0] curvada suavemente em direção à costal
- [1] fortemente curvada em direção à costal

**77. Asa na face dorsal, ciliação da veia R<sub>1</sub>**

- [0] ausente
- [1] presente

**+ 78. Face dorsal da veia R<sub>1</sub>, distribuição dos cílios**

- [0] cílios em toda a superfície da veia
- [1] fileira de cílios somente no terço mediano da veia
- [2] fileira de cílios somente no 1/3 apical da veia

**79. Asa na face ventral, ciliação da veia R<sub>1</sub>**

- [0] ausente
- [1] presente

**+ 80. Face ventral da veia R<sub>1</sub>, distribuição dos cílios**

- [0] 1 a 3 cílios na metade apical da veia
- [1] cílios em toda a superfície da veia
- [2] fileira contínua de cílios nos 2/3 apicais da veia

**81. Asa na face dorsal, ciliação basal da veia tronco**

- [0] ausente
- [1] presente

**82. Asa na face dorsal, ciliação apical da veia tronco**

[0] ausente

[1] presente

**83. Asa na face ventral, ciliação basal da veia tronco**

[0] ausente

[1] presente

**84. Asa na face ventral, ciliação apical da veia tronco**

[0] ausente

[1] presente

**85. Asa na face ventral, ciliação no nodo de intersecção veia tronco-veia umeral**

[0] ausente

[1] presente

Os caracteres 83, 84 e este o 85, foram construídos separadamente, pois a simples relação de posicionamento dos cílios implica em tratar como homóloga, todas as formas cílios que ocorrem nestas regiões da veia tronco. A forma e disposição dos cílios são diferentes entre os caracteres. A ciliação na base da veia tronco geralmente é observada em cílios mais ou menos alongados, e dispostos em fileira, mas sempre se originando da base mais esclerotizada da veia. A ciliação apical, é bem diferente do padrão anterior, são apenas 1-3 cílios, inseridos na porção apical pela região membranosa. E no terceiro caso, os cílios observados na intersecção das veias tronco e umeral, são estritamente restritos a esta zona, e são muito curtos e inseridos em vários.

**86. Asa na face dorsal, ciliação no nodo Rs**

[0] ausente

[1] presente

**87. Asa na face ventral, ciliação no nodo**

[0] ausente

[1] presente

**88. Asa na face dorsal, ciliação da veia  $R_{4+5}$** 

[0] ausente

[1] presente

**89. Asa na face ventral, ciliação da veia  $R_{4+5}$** 

[0] ausente

[1] presente

**+ 90. Face ventral da veia  $R_{4+5}$ , número de cílios**

[0] apenas um cílio na superfície ventral

[1] mais de um cílio na superfície ventral

**91. Asa na face ventral, ciliação da veia  $CuA_1$** 

[0] ausente

[1] presente



## 92. Asa, relação entre as veias $R_{4+5}$ e $M_{1+2}$ na porção apical

- [0] subparalelas
- [1]  $M_{1+2}$  curvada em direção a  $R_{4+5}$
- [2] divergentes
- [3]  $M_{1+2}$  fortemente curvada em direção a  $R_{4+5}$

## Pernas

O dimorfismo sexual nos caracteres de perna é amplamente observado em Muscidae. Aqui foi observado em Azeliini, em *Morellia*, *Palpibracus*, *Correntosia*, *Cyrtoneurina*, GenA spA, e em Eginiini.

## 93. Coxa anterior do macho, esporão apical

- [0] ausente
- [1] presente

## 94. Fêmur anterior do macho ventralmente, ornamentação na região apical

- [0] ausente
- [1] presente

A presença de ornamentação (Fig. 7. A, B) é uma característica que ocorre somente no gênero *Hydrotaea*.

## 95. Tíbia anterior na face póstero-ventral, cerda mediana

- [0] ausente
- [1] presente

**96. Tibia anterior na face posterior, cerda mediana**

[0] ausente

[1] presente

**97. Tibia média na face anterior, cerdas medianas**

[0] ausentes

[1] presentes

**98. Tibia média na face ântero-dorsal, cerdas**

[0] ausentes

[1] presentes

**99. Tibia média na face pósterio-ventral, cerdas**

[0] ausentes

[1] presentes

**100. Coxa posterior na face posterior, ciliação**

[0] ausentes

[1] presentes

**101. Coxa posterior do macho, forma**

[0] não modificada

[1] modificada

**102. Trocânter posterior do macho na face anterior, tufo de cílios com ápice em forma de gancho**

[0] ausente

[1] presente

**103. Tíbia posterior do macho, forma**

[0] sem modificação, tíbia reta ou suavemente curvada

[1] com modificação, sinuosa muito curvada ou apresentando projeções.

**104. Tíbia posterior do macho, cerdas póstero-ventrais diferenciadas**

[0] presente

[1] ausente

**105. Tíbia posterior do macho, cerdas medianas ventrais conspícuas e com as inserções quase contíguas**

[0] ausente

[1] presente

**106. Tíbia posterior do macho, esporão apical**

[0] ausente

[1] presente

**107. Tíbia posterior na face póstero-dorsal, cerda calcar**

[0] presente

[1] ausente

**108. Cerda calcar, comprimento**

- [0] longa, comprimento duas vezes a largura da tíbia no nível da inserção da calcar
- [1] curta, comprimento semelhante a largura da tíbia no nível da inserção da calcar
- [2] pouco diferenciada das cerdas de fundo

**109. Basitarso posterior, esporão basal**

- [0] indiferenciado
- [1] bem desenvolvido

O estado [1] é relativamente comum fora de Muscidae, como em Anthomyiidae e Calliphoridae por exemplo. É utilizado em chaves de identificação para a separação das famílias de “Muscoidea”. Curiosamente, *D. hamata*, apresenta o desenvolvimento da cerda. Isto foi constatado na presente investigação e também em Savage & Wheeler (2004).

**Abdômen****110. Esternito 1, ciliação**

- [0] presente
- [1] ausente

**+111. Ciliação do esternito 1, tamanho relativo dos cílios**

- [0] cílios curtos
- [1] cílios longos

A ciliação curta é caracterizada por cílios excedendo em até duas vezes o tamanho do esternito, e é o estado mais observado. O estado [1] refere-se aos cílios que são alongados em uma proporção relativa acima de quatro vezes o tamanho do esternito, como observado em *Graphomyia auriceps*, por exemplo.

## Genitália de fêmea (Fig. 8)

### 112. Ovipositor, comprimento

[0] curto

[1] longo

[2] médio

O comprimento geral do ovipositor das espécies de Muscidae varia em diversas linhagens, e este é um tipo de variação anatômico-funcional, visto que o tamanho do ovipositor (e as modificações acessórias) relaciona-se diretamente com a forma de deposição da prole no substrato. As diferentes estratégias de deposição de imaturos, evolutivamente desenvolvidas pelas fêmeas variam desde a oviparidade à larviparidade de larvas maduras pós-alimentares. Geralmente, os ovipositores longos estão associados às espécies com o hábito de oviposição, e em poucos casos a deposição de larvas recém-eclodidas. Nas espécies vivíparas é praticamente regra ovipositores muito encurtados, mas nem todas as espécies que apresentam ovipositor encurtado são vivíparas. Os vários caracteres de ovipositor construídos a seguir cobrem melhor as formas de variação observada nos ovipositores, visto que muita convergência foi observada, portanto simplesmente o tamanho do ovipositor *per se* não é determinante, sob a justificativa de que mesmos processos evolutivos tenham levado a estes padrões gerais. Baseado nesta concepção, este caráter foi construído em um senso um pouco diferente daquele anteriormente utilizado. Os estados deste caráter descrevem as formas de ovipositor longo [1], facilmente identificáveis (Fig. 8) e que se caracterizam por apresentarem alta “telescopabilidade”, as membranas são extremamente alongadas e maleáveis permitindo uma ampla extensão e retração dos segmentos telescopados (i.e. *Atherigona*, *Helina*, *Musca*, *Muscina*, *Neomuscina*, *Philornis*). O ovipositor médio [2] (Fig. 8) é uma forma relativamente encurtada, e caracteriza-se por ainda apresentar certo grau de “telescopabilidade” com membranas relativamente maleáveis e o limite entre os segmentos ainda discernível (i.e. *Hemichlora*, *Cariocamyia*, *Ochromusca*). No estado curto [0], os ovipositores são muito curtos, e praticamente não há capacidade de extensão e retração, os segmentos não apresentam delimitação clara entre si e geralmente os tergitos são observados sobrepostos (i.e. *Charadrella*, *Cyrtoneuropsis*, *Scutellomusca*, *Mydaea*, *Gymnodia*).

**113. Ovipositor, forma**

[0] retilíneo

[1] curvo

**114. Ovipositor, sétimo par de espiráculos**

[0] presente

[1] ausente

**115. Ovipositor, intensidade da esclerotização dos tergitos**

[0] normalmente esclerotizados (translúcidos e maleáveis)

[1] muito esclerotizados (opacos e rígidos)

O estado [0] deste caráter é o mais comum à todos os muscídeos, até mesmo para aqueles com ovipositores do tipo-*Mydaea*. O estado [1] é observado frequentemente nos escleritos dos Tergitos de *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, e *Neurotrixa*. O nível de esclerotização é alto, e é possível perceber isto em manipulações. Mesmo após o processo de digestão e clarificação de tecidos com KOH, os tergitos ainda permanecem muito escurecidos e rígidos, não ficam facilmente maleáveis.

**116. Ovipositor, tergito 6**

[0] visível

[1] não visível

**+ 117. Tergito 6, forma do alargamento na região anterior**

[0] subquadrangular

[1] em forma de âncora

Estados construídos segundo a interpretação de Hennig (1965) sobre ovipositor tipo-*Musca* de Herting (1957). No estado [1], a alça posterior do esclerito tem de ser obrigatoriamente afilada e as projeções laterais do alargamento características. O estado [1] é amplamente compartilhado entre várias linhagens de Muscini e Azeliini, e excluindo desta concepção ovipositores como o de *Prohardyia*, *Passeromyia*, *Brachygasterina*, *Psilochaeta*, *Dalcyella*, *Itatingamyia*, entre outros.

**+ 118. Tergito 6, comprimento dos escleritos**

[0] escleritos alongados

[1] escleritos curtos

**+ 119. Tergito 6, espessura dos escleritos**

[0] escleritos estreitos

[1] escleritos alargados

**+ 120. Tergito 6, divisão longitudinal**

[0] presente

[1] ausente

**+ 121. Tergito 6, extensão lateral**

[0] projetada para a face ventral

[1] não projetada para a face ventral



**122. Ovipositor, tergito 7**

- [0] visível
- [1] não visível

**+ 123. Tergito 7, comprimento dos escleritos**

- [0] alongados
- [1] curtos

**+ 124. Tergito 7, espessura dos escleritos**

- [0] estreitos
- [1] alargados

**+ 125. Tergito 7, divisão longitudinal**

- [0] presente
- [1] ausente

**+ 126. Tergito 7, extensão lateral**

- [0] não projetada para a face ventral
- [1] projetada para a face ventral

**+ 127. Tergito 7, forma dos cílios na porção posterior do esternito**

- [0] não espessados
- 1] fortemente espessados

**128. Ovipositor, tergito 8**

- [0] visível
- [1] não visível

**+ 129. Tergito 8, comprimento dos escleritos**

[0] alongados

[1] curtos

**+ 130. Tergito 8, espessura dos escleritos**

[0] estreitos

[1] alargados

**+ 131. Tergito 8, divisão longitudinal**

[0] presente

[1] ausente

**+ 132. Tergito 8, extensão lateral**

[0] não projetada para a face ventral

[1] projetada para a face ventral

**+ 133. Tergito 8, forma dos cílios na porção posterior do esternito**

[0] não espessados

[1] fortemente espessados

**134. Ovipositor, esternito 6**

[0] visível

[1] não visível

**+ 135. Esternito 6, comprimento do esclerito**

[0] alongado

[1] curto

**+ 136. Esternito 6, espessura dos escleritos**

[0] estreitos

[1] alargados

**137. Ovipositor, esternito 7**

[0] visível

[1] não visível

**+ 138. Esternito 7, comprimento do esclerito**

[0] alongado

[1] curto

**+ 139. Esternito 7, espessura do esclerito**

[0] estreito

[1] alargado

**+ 140. Esternito 7, divisão longitudinal**

[0] presente

[1] ausente

**+ 141. Esternito 7, forma dos cílios na porção posterior do esternito**

[0] não espessados

[1] fortemente espessados

**142. Ovipositor, esternito 8**

[0] visível

[1] não visível

**+ 143. Esternito 8, comprimento dos escleritos**

[0] alongados

[1] curtos

**+ 144. Esternito 8, espessura dos escleritos**

[0] estreitos

[1] alargados

**+ 145. Esternito 8, divisão longitudinal**

[0] diviso

[1] indiviso

**+ 146. Esternito 8, forma dos c ílios na porção posterior do esternito**

[0] não espessados

[1] fortemente espessados

**147. Ovipositor, forma dos cercos**

[0] digitiforme

[1] subtrapezoidal

[2] clavado

**148. Ovipositor, desenvolvimento do epiprocto**

[0] bem desenvolvido

[1] reduzido

O estado [1] é amplamente compartilhado pelos táxons de Mydaeinae (*sensu* Carvalho *et al* 2005).

#### 149. Ovipositor, desenvolvimento do hipoprocto

[0] bem desenvolvido

[1] reduzido

#### 150. Ovipositor em vista lateral, forma do hipoprocto

[0] plano

[1] côncavo

[2] região posterior distintamente curvada para cima

[3] lobular

No estado [0] alguns exemplos são *Musca*, *Muscina*, *Philornis*, *Prohardyia*, *Morellia*, *Passeromyia*, *Neomuscina*. No estado [1], em vista lateral o Hipoprocto lembra uma forma de concha, ou um “bico de Pelicano”, alguns exemplos deste estado são observados em *Mydaea*, *Myospila*, *Gymnodia*, *Graphomya*. O estado [2] é uma forma muito característica, e é comum em Limnophorini, e já havia sido mencionada por Hennig (1965). O estado [3] é exclusivo de *Cyrtoneuropsis*, e a forma em vista lateral lembra aquela observada em Mydaeinae, mas muito mais “rasa”. O estado [3] é difícil de definir, pois grosseiramente explicando, seria uma forma intermediária entre o estado plano para o estado côncavo.

#### 151. Ovipositor, concavidade central no hipoprocto

[0] ausente

[1] presente

#### 152. Ovipositor, microtríquias intersegmentares distintas

[0] ausente

[1] presente

**+ 153. Microtríquias intersegmentares, distribuição**

- [0] na região membranosa de todos os intersegmentos
- [1] somente na região membranosa intersegmentar 7 e 8

**154. Ovipositor, reticulações escamiformes nas membranas intersegmentares**

- [0] ausente
- [1] presente

**155. Ovipositor, espículas na membrana do oitavo segmento**

- [0] ausente
- [1] presente

**Genitália de macho****156. Epândrio, processo trifoliado**

- [0] ausente
- [1] presente

**157. Placa cercal nos machos, fusionamento dos cercos**

- [0] cercos livres
- [1] cercos fusionados

**158. Placa cercal nos machos, apêndice alongado na porção inferior**

- [0] ausente
- [1] presente

**159. Apêndice cercal, forma no ápice**

[0] truncado

[1] bífido

**160. Placa cercal, reentrância lateral na margem anterior**

[0] ausente

[1] presente

**161. Placa cercal na face ventral, processo médio espinuloso**

[0] ausente

[1] presente

Caráter como em Nihei & Carvalho (2007).

**162. Placa cercal na face ventral, processo marginal espinuloso**

[0] ausente

[1] presente

Caráter como em Nihei & Carvalho (2007).

**163. Epândrio, surstilos relativos ao tamanho dos cercos**

[0] subiguais

[1] aproximadamente o dobro do comprimento

[2] muito reduzidos

**164. Surstilos, forma**

[0] côncavos

[1] cilíndricos

[2] bífidos

**165. Hipândrio, forma do distifalo**

[0] inteiro

[1] bifurcado

**166. Hipândrio, cutícula do distifalo na porção apical**

[0] nua

[1] espinulosa

**Imaturos****167. Forma de postura**

[0] fêmeas ovíparas

[1] fêmeas vivíparas

**+ 168. Forma do ovo**

[0] tipo-*Musca*

[1] tipo-*Phaonia*

[2] tipo-*Mydaea*

**169. Larvas quanto ao número de mudas**

[0] trimórficas

[1] dimórficas

[2] monomórficas



### 3.2 Filogenia morfológica

O resultado mais geral obtido das análises deste conjunto de dados é o alto número de caracteres homoplásicos. O número de caracteres sinapomórficos (excluindo autapomorfias e sinapomorfias homoplásticas) neste conjunto de dados é de apenas 12, sendo os outros 157 caracteres com algum nível de homoplasia. Os índices de homoplasia relacionados a cada caráter (baseados em  $K = 27.226563$ ) pode ser observado na Tabela 8.

A amostragem geral das subfamílias (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) é abrangente em termos de representatividade, são: 29 terminais em Muscinae, 62 terminais em Cyrtoneurinae, 40 terminais em Mydaeinae (Tabela 7). Mas, independentemente da análise de parcimônia (Pa), seja com pesagem igual (EW) ou pesagem implícita (IW), não foi possível observar nenhuma subfamília de Muscidae como monofilética. Apenas três tribos anteriormente reconhecidas foram recuperadas: as tribos Azeliini, Eginini e Limnophorini. Em termos de amostragem destas tribos, somente Azeliini possui um número de terminais compreensivo (15 terminais em oito gêneros). Eginini embora apresente apenas quatro representantes no presente estudo (em três gêneros), é a primeira vez que outras linhagens além de *Eginia ocypterata* são utilizadas em uma filogenia. Limnophorini apresenta uma amostragem muito pequena (cinco terminais em três gêneros) frente à diversidade sugerida para o grupo.

As topologias resultantes das análises de parcimônia variaram drasticamente de acordo com o critério de pesagem empregado (EW ou IW). Quanto à IW, as topologias extremamente instáveis, resultantes dos testes de pesagem com diferentes valores de K ( $K = 1-27,226563$ ) não serão aqui apresentadas, tão pouco discutidas com profundidade, visto que não é o objetivo deste trabalho (metodologia de pesagem). Mas os efeitos gerais e quando foi atingida a estabilidade das topologias, serão apresentados a seguir.

Com valores de K entre um e sete (Tabela 9), muitos gêneros não foram obtidos como monofiléticos, e em alguns casos o posicionamento de alguns terminais foi aberrante, pois não fizeram sentido à luz do extenso conhecimento sobre o grupo (taxonomia-alfa, filogenias morfológicas e moleculares). Com valores entre sete e 14, alguns relacionamentos estabilizaram, mas diversas politomias foram observadas no consenso, já que o número de AMPs começou a aumentar a partir do  $K = 8$ . Quando o critério de pesagem da homoplasia foi menos severo, isto é, valores de  $K \geq 15$ , as topologias, números de árvores recuperadas, o índice de retenção ( $R_i$ ), índice de consistência ( $C_i$ ) e comprimento das árvores (L) permaneceram relativamente estáveis e praticamente idênticos. Com os valores de K de 21 a

27,22656, apenas uma AMP é obtida (Fig.9), e os resultados são idênticos entre si, apenas os valores do *score* de *fit* variaram. Portanto, a pesagem IW resultou em apenas uma AMP de comprimento L=1263 passos, Ci=15 e Ri=64.

A análise EW resultou em apenas três árvores, o consenso estrito das três árvores possui comprimento de L= 1251 passos (pouco menor que IW), Ci=15 Ri=64 (Fig.10). Nesta análise alguns resultados específicos merecem ser ressaltados. Gêneros que foram recuperados monofiléticos na análise de IW, não foram com a EW, sendo posicionados em clados distintos, como por exemplo, *Cyrtoneuropsis* Malloch. O gênero está dividido com terminais no clado A e o restante das espécies terminais no clado B-I, relativamente distantes filogeneticamente (Fig. 10). Além disto, o resultado mais surpreendente foi a presença de alguns terminais afrotropicais, (*Dichaetomyia johannis* e *Ochromusca trifaria*) sendo “atraídos” para a raiz (entre *L. sericata* e Muscidae), deixando Muscidae parafilético. O posicionamento “errante” destes terminais ocasionou um efeito de “arraste” de outros terminais relacionados para a base da árvore, desestruturando completamente os relacionamentos de todos grupos internos (i.e Mydaeinae basal, Azeliini apical, *Cyrtoneuropsis* em clados distantes, etc). Sem dúvida este resultado é um artefato amostral, e provavelmente está relacionado com a utilização de *L. sericata* como grupo externo. Apenas para a finalidade de teste, foi conduzida uma reanálise sem os terminais *D. johannis* e *O. trifaria*. O número de AMPs aumentou de três para 60. O consenso estrito destas árvores (Fig.11) resultou em uma estrutura geral bem diferente, e mais semelhante à AMP de IW, mas com várias politomias e muito menos resolvida. Surpreendentemente, a exclusão de apenas dois terminais foi capaz de proporcionar mudanças drásticas de topologia.

De maneira geral, Muscidae foi recuperada monofilética em relação ao grupo externo, exceto no caso do consenso de EW com as espécies afrotropicais na base. Contudo, o teste de monofilia da família não foi o escopo do presente trabalho, sendo que a escolha de terminais aqui empregada, não é adequada para tal teste de hipótese.

Quanto aos grupos internos, a resolução dos clados supraespecíficos (i.e. tribos e subfamílias) é muito pobre, sendo a maioria dos relacionamentos aninhados sucessivamente em clados maiores formando grados, e em alguns casos politomias.

Começando pela subfamília considerada a mais basal, Muscinae não foi suportada monofilética, e inclusive as tribos que atualmente compõem este táxon, Muscini e Azeliini (parafiléticas), não foram proximamente relacionadas. Muscini não foi recuperada monofilética, sendo na pesagem IW representada por um grado basal (Fig. 9). Em contrapartida, na EW embora em um posicionamento intermediário (Fig. 10, clado B-II), a

tribo Muscini apresenta um agrupamento monofilético, mas com o gênero *Arthurella* aninhado. Este clado na EW é suportado por duas homoplasias: (78[0]) Escutelo com ciliação lateroventral ausente e (168[0]) forma do ovo tipo-*Musca*. Provavelmente este relacionamento seja um artefato amostral, visto que a ausência de ciliação lateroventral é o estado mais compartilhado entre os muscídeos, e o caráter da forma do ovo é informação ausente para os terminais de *Arthurella*. O gênero *Arthurella* na pesagem IW está alocado dentre as linhagens de Cyrtoneurinae (clado B-I, Fig. 9), um posicionamento mais provável. Considerando a exclusão de *Arthurella*, o relacionamento dos gêneros de Muscini em um grupo monofilético, parece mais plausível.

A tribo Azeliini (clado B-I, Fig. 9; clado C-II, Fig.10) é suportada monofilética nas duas abordagens (EW e IW). O clado de Azeliini em IW é suportado por cinco homoplasias: (25[1]) Parafrontália da fêmea com cerda fronto-orbital inferior proclinada; (30[1]) Gena com cerda diferenciada voltada para cima; (54[0]) Catepisterno com apenas uma cerda posterior; (66[1]) Espiráculo posterior com forma subtriangular; (166[1]) Hipândrio, com a cutícula do Distifalo na porção apical espinulosa. Além dos gêneros aceitos tradicionalmente nesta tribo, está o terminal *Achanthiptera rohrelliformis*. O gênero *Achanthiptera* é paleártico e monotípico, e seu posicionamento dentre os Azeliini não é novidade segundo as atuais filogenias moleculares, mas esta é a primeira filogenia morfológica abrangente a corroborar este relacionamento.

Um relacionamento recorrente nas análises de IW, é um clado (*Musca*+*Neomyia*)+( *Chaetagenia*+*Pseudoptilolepis*) (base do clado A, Fig. 9) formado por gêneros de Muscini e Cyrtoneurinae. Este relacionamento é sustentado por duas homoplasias: (80[1]) Veia tronco na face dorsal, com ciliação basal presente; (88[1]) Veia R4+5 na face ventral, com ciliação presente. Este clado representa o grupo irmão do restante dos muscídeos, na qual as primeiras divergências à seguir, são respectivas à subfamília Cyrtoneurinae, também parafilética. Em todos os casos, as primeiras linhagens que divergem na base do cladograma são terminais representando a tribo Muscini, em seguida as um grado das linhagens representando a subfamília Cyrtoneurinae, e por último Mydaeinae, também disposta em grados.

Sobre Cyrtoneurinae, os gêneros neotropicais *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* atualmente são considerados como grupo irmãos, mas no presente conjunto de dados, o posicionamento e a relação próxima destes dois gêneros foram dúbios. Na IW, *Cyrtoneurina* forma um clado com o gênero *Prohardyia*, que é grupo irmão do restante dos muscídeos (clado A, Fig. 9). O relacionamento (*Prohardyia* + *Cyrtoneurina*) é suportado por duas

homoplasias: (15[1]) Carena facial bem desenvolvida, formando uma protuberância distinta; (152[1]) Ovipositor, com microtríquias intersegmentares presente. Já *Cyrtoneuropsis* (clado E-I, Fig. 9), localiza-se no clado mais apical da árvore. *Cyrtoneuropsis* apresenta um relacionamento com outros três gêneros neotropicais: *Chortinus*, *Neurotrixa* e *Scutellomusca*, que é sustentado por seis homoplasias e uma sinapomorfia, sendo a última (79[1]) Asa na superfície ventral, com veia R1 ciliada. O posicionamento de *Chortinus* e *Neurotrixa* é particularmente interessante, por ser a primeira vez que estes táxons são incluídos em uma análise filogenética. No clado E-I especificamente, estão aninhadas as espécies terminais de *Cyrtoneuropsis* mais o terminal *Scutellomusca scutellaris*. O clado E-I é suportado por sete homoplasias: (35[1]) apenas uma cerda intra-alar pós-sutural no macho; (36[1]) apenas uma cerda intra-alar pós-sutural na fêmea; (71[1]) Escutelo com ciliação lateroventral presente; 124[0] Tergito 7 com escleritos estreitos; 150[3] Ovipositor em vista lateral com hipoprocto lobular; 151[1] Ovipositor com concavidade central no hipoprocto presente; 155[1] Ovipositor com espículas na membrana do oitavo segmento presente.

Com exceção do posicionamento inesperado do clado E, no grado equivalente a Mydaeinae, o restante dos terminais de Cyrtoneurinae apresentou um relacionamento próximo, mas não formou um clado. Os relacionamentos são basicamente pequenos grupos monofiléticos sucessivamente aninhados, a partir do clado A, os clados A-I, B, B-I, e parte do B-II (Fig.9). No clado A, após *Cyrtoneurina*+*Prohardya*, os terminais de *Itatingamyia* formam um ramo basal grupo irmão de *Philornis*+(A-I+B), seguido pelas divergências sequenciais de *Neomuscina* (monofilético), *Metopomyia* e o restante dos muscídeos nos clados (B-I+(B-II+C)). No clado B-I, que é suportado por duas homoplasias: (19[1]) Fronte da fêmea, com ciliação na vita frontal; (22[1]) Ciliação longa entre os omatídeos do macho; estão relacionados os gêneros *Reinwardtia*, *Passeromyia*, *Muscinae*, *Synthesiomyia* e *Arthurella*. No clado B-II suportado por duas homoplasias: (42[1]) Cerdas acrosticais pré-suturais presente; (45[4]) Cerdas acrosticais pós-suturais dispostas em quatro a seis pares assimétricos e desalinhados; está o restante dos gêneros relacionados à antiga tribo Reinwardtiini, *Fraserella*, *Calliphoroides*, *Psilochaeta*, *Brachygasterina*, *Dalcyella*, *Correntosia*, *Palpibracus* mais o clado da tribo Azeliini (descrito anteriormente).

O clado C (Fig.9) marca o começo do grado de Mydaeinae, com exceção do clado E com *Cyrtoneuropsis* e relacionados. Este clado (C) é suportado por três homoplasias: (110[1]) Esternito abdominal 1, ciliação presente; (136[1]) Esternito 6 do ovipositor, com escleritos alargados; e (147[2]) Ovipositor com cercos clavados. Do clado C, a primeira linhagem a divergir é suportada por apenas uma homoplasia: (57[1]) Mero com ciliação de revestimento

presente. Este clado contém um terminal paleártico do gênero *Phaonia*, os terminais paleárticos e neotropicais de *Helina*, mais o terminal neotropical *Hemichlora scordalus*. O gênero monotípico *Hemichlora* é atualmente classificado em Cyrtoneurinae, mas seu posicionamento neste conjunto de dados é dubio, visto que na EW (clado B-III, Fig 10), o terminal deixa *Neomuscina* (Cyrtoneurinae) parafilético. No clado grupo irmão de C-II (Fig. 9) estão relacionados ambos os terminais fósseis do âmbar dominicano de *Phaonia*, mais um relacionamento entre os gêneros *Atherigona* e *Souzalopesmyia*. Este relacionamento é suportado por duas homoplasias: (21[0]) Olho composto do macho, ciliação entre os omatídeos não visível; (147[0]) Ovipositor, com cercos digitiformes;

Aninhada ao clado C-II (IW, Fig.9), está a tribo essencialmente paleártica Eginini, suportada por duas homoplasias e uma sinapomorfia, sendo esta última: (59[1]) Mero com cílios bem desenvolvidos dispostos de forma desalinhada na região súpero-posterior.

Os terminais de região afrotropical, que usualmente são classificados na tribo Dichatomyiini, possuíram posicionamentos separados dentro do clado C-II (Fig.9). Na base de C-II, estão os terminais de *Dichaetomyia*, e mais internamente, em C-III *Alluaudinella*, *Aethiopomyia*, *Ochromusca* e o neotropical *Charadrella*. O clado C-III, resultou em um grupo mais proximamente relacionado à *Cariocamyia* do que à *Dichaetomyia*. Na base do clado C-IV, há destaque para o posicionamento do gênero monotípico *Neomusciniopsis*, que nunca havia sido testado em uma filogenia.

No clado mais apical é observado o relacionamento entre duas linhagens, uma com gêneros tradicionalmente aceitos dentre os apicais em Muscidae, *Graphomyia*, *Mydaea*, *Myospila*, *Gymnodia*, *Hebecnema*, *Lispe*, *Limnophora* e *Syllimnophora*; e em outra mão temos *Chortinus*, *Neurotrixa*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*. Na análise de IW (Fig. 9) a sinapomorfia que sustenta o relacionamento é a forma do ovo do tipo-*Mydaea*, presente em Mydaeinae de fato, e no outro clado quem sustenda o relacionamento com o mesmo estado de caráter é *Neurotrixa* e *Scutellomusca*, o restante dos terminais associados é vivíparo ou não possui dados registrados.

### 3.3 Filogenia molecular

#### 3.3.1 Análises preliminares

Os sequenciamentos resultaram em 189 novas sequências de DNA para os genes AATS, CAD, COI, EF1- $\alpha$ . No total, a amostragem taxonômica obtida *de novo* compreendeu 53 espécies (71 espécimes) do grupo interno (Tabela 2). A extensão (número de pares de base) de cada um dos marcadores após a filtragem com o GBLOCKS (Castresana 2002) encontra-se na Tabela 10.

Aqueles táxons que foram indicados como *rogues* para alguma partição genética nas análises individuais, encontram-se na Tabela 11. Poucos terminais indicados como *rogues* foram mantidos em RUn e RLi: *Atherigona seticauda*, *Atherigona apicemaculata*, *A. theodori*, *A. tibiseta*, *Coenosia tigrina*, *Gymnodia humilis*, *Huckettomyia watanabei*, *I. couriae*, *Lispe leucospila*, *Lophosceles cineiriventrís*, *Metopomyia atropunctipes*, *Muscina pascuorum* (dois terminais). e *Reinwardtia* sp. Na abordagem NRs com os táxons citados acima excluídos, a reanálise contou com uma matriz de 140 terminais.

O esquema de particionamento utilizado (arranjo das partições + modelos evolutivos) está apresentado na Tabela 12. As buscas foram realizadas utilizando os comprimentos de ramo ligados e desligados (*linked* e *unlinked branch-lengths*), sendo indicado pelo teste de verossimilhança (BIC), o esquema com menor número de parâmetros (*linked* BIC=137788.160, Fig. 12) em contrapartida ao esquema com maior número de parâmetros (*unlinked* BIC=166797.094, Fig. 13). Daqui em diante, todas as árvores mencionadas e utilizadas como principal base das indicações taxonômicas serão as de comprimento de ramo ligados entre as partições, RLi (Fig. 12) e NRs (Fig. 14).

#### 3.3.2 Árvores de Máxima Verossimilhança

As árvores de Máxima Verossimilhança (ML) das análises individuais estão nas Figuras 15-22.

As árvores de ML com e sem terminais *rogues* (RLi e NRs), resultaram em árvores com estrutura geral semelhante, onde Muscidae foi suportada monofiletica com bom suporte de ramo (SH-aLRT=100, aBayes=1.0, UFB=100%) em ambas as análises.

Quanto a estrutura interna da árvore de Muscidae, é possível observar quatro grandes clados à nível de subfamília: o clado verde+verde claro é a subfamília Muscinae; o clado



laranja é a subfamília Atherigoninae; o clado roxo+azul é a subfamília Cyrtoneurinae; e o clado rosa é a subfamília Mydaeinae (Fig. 12-14).

Em nível de tribo, os resultados indicam: o clado verde claro como a tribo Muscini; o clado verde é Azeliini; o clado roxo é a tribo Cyrtoneurini; e o clado azul é a tribo Hemichlorini; não foram resolvidos clados internos à nível de tribo em Mydaeinae.

A linhagem representada pelos clados verdes (Figs. 12–14) é a subfamília Muscinae a qual se subdivide em dois grupos monofiléticos à nível de tribo, Muscini e Azeliini. Foi realizada uma expansão da amostragem em Muscinae em comparação aos estudos anteriores sobre a filogenia da família, mas esta amostragem ficou basicamente limitada ao gênero *Hydrotaea*, que é um gênero cosmopolita e especioso na subfamília. Não foi realizado aumento na amostragem em Muscini em comparação aos trabalhos anteriores, mas em contrapartida foram feitas exclusões de *rogues*.

O clado laranja (Figs. 12–14) é constituído exclusivamente pelas espécies do gênero *Atherigona*. A monofilia deste clado possui bom suporte (100, 1.0, 100%). A amostragem total do gênero no presente estudo é de dez terminais, representando oito espécies e os dois subgêneros conhecidos. Os subgêneros *Acritochaeta* (três terminais) e *Atherigona* s.str. (sete terminais) resultaram parafiléticos. Contudo, o número de terminais amostrados em Atherigoninae é baixo, sendo que foram excluídos quatro dos dez terminais na abordagem NRs.

A subfamília Cyrtoneurinae é o táxon com maior amostragem no presente estudo, e isto permitiu uma boa resolução dos grupos monofiléticos subordinados. O clado roxo, que representa a tribo Cyrtoneurini (RLi), na qual o primeiro ramo a divergir foi formado pelo terminal *Lophosceles cineiriventris*. Em algumas árvores subótimas *L. cinereiventris* forma um clado com *Itatingamyia couriae* e ambos são posicionados como grupo irmão dos demais Cyrtoneurini. Em outras árvores, *L. cinereiventris* e *I. couriae* formam um grado na base da tribo (Fig. 13). O posicionamento de *L. cinereiventris* é sempre recuperado dentro desta tribo, mas o posicionamento deste táxon é instável, e influenciado diretamente por *I. couriae* ou *Metopomyia atropunctipes*, quando *Itatingamyia* é excluído da análise. *Itatingamyia couriae* é outro terminal *rogue* com posicionamento muito duvidoso à nível de tribo. Em todas as árvores este táxon foi recuperado como pertencente à subfamília Cyrtoneurinae. Quando (*I. couriae* + *L. cineiriventris*) estão presentes na análise, os suportes de ramo para a subfamília e para as tribos são diminuídos. Portanto, estes táxons foram retirados na abordagem NRs, e tiveram seu posicionamento testado por Testes de topologia.

O clado com o relacionamento entre os gêneros australasiano *Prohardyia* e o neotropical *Cariocamyai*, foi bem suportado como monofilético (91.2, 0.998, 96%), tanto quanto posicionado na tribo (91.9, 1.0, 95%). Na maior linhagem da tribo, envolvendo *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*, o resultado segregando *Cyrtoneuropsis* em dois clados distintos parafilético à *Cyrtoneurina*, e com *Scutellomusca* aninhado, é bem suportado (95, 1.0, 100%). *Cyrtoneurina* (e.g., *C. costalis*, *C. geminata*), juntamente com espécies alocadas atualmente em *Cyrtoneuropsis* (e.g. *C. armipes*, *C. conspersa*, *C. flaviantennata*, *C. fuscicosta*, *C. gemina*). Foi grupo irmão do restante dos terminais de *Cyrtoneuropsis*, mais dois terminais de *Cyrtoneurina* (*C. alifusca*, *C. sp T14*), e o gênero monotípico *Scutellomusca* (*S. scutellaris*). O suporte para o posicionamento de *Scutellomusca* aninhado a estes gêneros é alto (Fig. 14).

A tribo Hemichlorini *sensu novum* (Fig. 14) é suportada pelas três métricas de suporte (92, 0.999, 97%) e está subdividida em basicamente três clados internos. A primeira linhagem que pode ser reconhecida é constituída por terminais dos gêneros exclusivamente neotropicais *Psilochaeta*, *Hemichlora*, *Neurotrixa*, e o australasiano e monotípico *Metopomyia*. O terminal *M. atropunctipes* foi relativamente bem suportado como pertencente a este clado, mas foi retirado na reanálise NRs, a fim de testar se os suporte de ramo seriam melhor estimados na ausência dos terminais *M. atropunctipes*+*L. cinereiventris*. O relacionamento entre os gêneros é explicado por um grado, sendo o clado de *Neurotrixa* o grupo mais apical. A monofilia do gênero *Neurotrixa* é bem suportada (89.8, 0.99, 100%), sendo que este estudo é o primeiro a testar a monofilia e o posicionamento deste gênero, tanto no contexto da filogenia molecular quanto morfológica..

O gênero *Neomuscina* teve sua monofilia corroborada (100, 1.0, 100%).

Os gêneros neotropicais como *Philornis*, *Chaetagenia*, *Pseudoptilolepis*, e os gêneros com distribuição cosmopolita *Muscina* e *Synthesiomyia*, formaram um clado bem suportado.. Ainda, baseado nos resultados da filogenia morfológica e estudos moleculares anteriores, haviam fortes indícios do posicionamento do gênero *Passeromyia* relacionado-se aos gêneros deste clado. As sequências de *Passeromyia* foram pobremente informativas e altamente divergentes para a maioria das partições genéticas, por sua vez indicando *Passeromyia indecora* como um terminal *rogue* na maioria das ocasiões (Tabela 11, Figs. 15-22). Portanto, este terminal teve seu posicionamento testado via teste de topologia, apresentado à frente. O gênero *Philornis* formou um agrupamento monofilético, assim como *Muscina* e *Pseudoptilolepis*. O clado de *Chaetagenia* + *Pseudoptilolepis* possui alto suporte (100, 1.0, 100%). O gênero monotípico *Synthesiomyia* é suportado como pertencente à mesma linhagem



de *Philornis* (89.9, 0.997, 98%), e *Muscina* pertencente à outra linhagem não diretamente relacionada à *Synthesiomyia*.

A subfamília Mydaeinae é recuperada monofilética, e o suporte para a subfamília é alto, mas o suporte dos relacionamentos internos de maneira geral é baixo. A primeira subdivisão de Mydaeinae apresenta *Hebecnema vespertina* como grupo irmão dos demais Mydaeinae. Quanto a alguns outros relacionamentos, os terminais de *Helina*, Gênero A, e *Dolichophaonia* estão dispostos em um grado, sendo *D. santoamarensis* o terminal mais apical. *Dolichophaonia* é um gênero neotropical frequentemente associado às *Phaonia* neotropicais, as quais estão ausentes neste conjunto de dados. Os terminais representando *Phaonia* estão posicionados em um clado diferente de *Dolichophaonia*. Os terminais de *Phaonia* utilizados foram as espécies paleárticas *P. alpicola* e *P. angelicae*.

Os terminais representando *Limnophora* formaram um clado com o gênero *Lispe*. Na abordagem RLi, *L. leucospila* fica aninhada à *Limnophora*, deixando os gêneros parafileticos. *Lispe leucospila* foi identificada como *rogue* e excluída na reanálise. Desta forma *Limnophora* e *Lispe* formaram grupos monofiléticos. Os gêneros de Limnophorini e Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005), não foram proximamente relacionados.

### 3.3.3 Filtragem de terminais Rogue

Os terminais considerados *rogues* claramente diminuem o suporte do nó imediatamente acima, justamente por seu posicionamento instável. Isto pode ser observado nos suportes dos grupos internos em enfoque, a subfamília Cyrtoneurinae, especificamente nos nós das tribos Cyrtoneurini e Hemichlorini (Fig. 12, Fig. 14). Além das diferenças de suporte nos outros clados espalhados pela árvore.

Em Muscini (Fig. 14) depois que os *rogues* são purgados, a tribo passa a ter suporte máximo, e ser suportada também pela métrica mais conservadora, que é o *Bootstrap*. O aumento do suporte foi de 72% para 100%.

Em Cyrtoneurinae a estrutura geral da subfamília é praticamente idêntica com e sem *rogues*. Na árvore com *rogues* (RLi, Fig. 12), o suporte da subfamília é virtualmente melhor à primeira vista do que na árvore sem *rogues*, mas em comparação aos clados internos, o suporte à monofilia das tribos é consideravelmente incrementada quando os terminais instáveis são excluídos, e desta forma as tribos passam a ser suportadas pelas três métricas de suporte.

Em Mydaeinae o incremento foi observado apenas no suporte SH-aLRT.

O relacionamento mais instável entre as árvores com e sem *rogues* é o posicionamento de Atherigoninae (clado laranja, Fig. 12-14). Dependendo da análise e da constituição dos terminais da matriz, este táxon varia muito seu posicionamento.

### 3.3.4 Testes de topologia

O teste de topologia para o possível posicionamento de *Itatingamyia* dentre os Cyrtoneurinae, resultou em uma maior probabilidade de *Itatingamyia couriae* estar aninhado ao clado de Hemichlorini, mas não refutou o posicionamento dentre os Cyrtoneuriniini, mesmo este sendo menos provável. O único relacionamento estatisticamente rejeitado foi o posicionamento de *Itatingamyia* fora de Cyrtoneurinae (Tabela 13).

A espécie *P. indecora* foi estatisticamente rejeitada como terminal pertencente ao clado Cyrtoneuriniini, e como terminal fora da subfamília Cyrtoneurinae. O posicionamento de *P. indecora* foi estatisticamente corroborado dentre os Hemichlorini (Tabela 14).

O terminal *L. cinereiventris* possuiu um comportamento influenciado pela presença de *Metopomyia atropunctipes*. Na análise com *rogues* ambos foram analisados simultaneamente, sendo *L. cinereiventris* com baixo suporte e *Metopomyia* relativamente bem suportado. No teste de topologia a influencia também foi observada. *Lophosceles cinereiventris* teve o posicionamento suportado estatisticamente tanto em Cyrtoneuriniini, quanto em Hemichlorini. Quando *M. atropunctipes* estava presente simultaneamente na matriz, *L. cinereiventris* apresentou valores com viés para o posicionamento em Hemichlorini. Quando *M. atropunctipes* foi retirada desta matriz, o viés aponta para Cyrtoneuriniini como o mais provável. Em ambos os casos, somente o posicionamento fora de Cyrtoneurinae foi rejeitado (Tabela 15).

Para o clado de Atherigoninae foram utilizadas cinco imposições à priori: (i) Atherigoninae como primeira linhagem, sendo grupo irmão do restante dos muscídeos; (ii) aninhado ao clado de Cyrtoneurinae; (iii) aninhado ao clado de Mydaeinae; (iv) grupo irmão de Mydaeinae; e (v) grupo irmão de Cyrtoneurinae.

Estas imposições foram testadas em rodadas independentes: com a matriz completa de 154 táxons terminais incluindo as espécies indicadas como *rogues* (Tabela 16); e com a matriz sem *rogues* de Atherigona (Tabela 17), com 150 terminais.

Na primeira abordagem (com *rogues*), duas hipóteses são estatisticamente refutadas, sendo que Atherigoninae não é aninhado a um clado contendo as espécies de Cyrtoneurinae, nem é aninhado a um clado contendo as espécies de Mydaeinae. As outras três hipóteses não

foram refutadas, Atherigoninae como grupo-irmão dos demais Muscidae, como grupo irmão de Cyrtoneurinae, e como grupo irmão de Mydaeinae. Dentre estas três hipóteses dentro da faixa estatística aceitável, a melhor verossimilhança é observada com Atherigoninae grupo-irmão dos demais muscídeos, sendo o valor de significância para o teste SH indicativo que esta seria a árvore mais provável, dado o conjunto de dados.

Na segunda abordagem, as imposições feitas *à priori*, foram exatamente as mesmas para a primeira abordagem. Como resultado, as mesmas hipóteses de relacionamento aceitas para a primeira abordagem também foram aceitas. Apenas rejeitando os relacionamentos das imposições (ii) e (iii). Mas nesta abordagem o valor de significância para o teste SH, indica que a hipótese “mais provável” seria Atherigoninae como grupo-irmão de Mydaeinae.

### 3.4 Abordagem por evidência total

A análise de evidência total resultou em uma estrutura geral semelhante a das análises de filogenia molecular (RLi, Fig. 12; NRs, Fig. 14). Apenas um clado ficou com posicionamento fora de uma das subfamílias observadas na filogenia molecular, o clado com *Palpibracus*+*Correntosia*, que apresentou ausência de resolução ficando em uma posição como grupo irmão do clado Cyrtoneurinae+Mydaeinae.

Houve o posicionamento de vários táxons com somente informação da morfologia disponível, e isto de maneira geral diminuiu os suportes de ramo, fazendo clados que eram significativamente bem suportados não serem mais suportados. Em outros casos, a diminuição do suporte não ocasionou uma diminuição abaixo dos limiares pré-estabelecidos.

Em alguns casos, mesmo quando terminais representantes de um determinado gênero não estavam presentes, o posicionamento provável à nível de tribo foi observado, como por exemplo, a espécie *Azelia nebulosa* apenas com morfologia, foi posicionada aninhada ao gênero *Hydrotaea*, ambos permaneceram em Azeliini. Em Mydaeinae, diferentemente do esperado, a análise da evolução de todos os caracteres simultaneamente foi capaz de estruturar de maneira bem diferente a subfamília. Posicionando *Hebecnema* mais internamente, e aproximando a linhagem com os terminais de Limnophorini da linhagem de Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005), resultado que não foi observado na filogenia molecular (Fig. 14).

## 4 DISCUSSÃO

### 4.1 Discussão geral

Será que é possível martelar um prego utilizando uma serra como ferramenta?

Antes de responder de forma trivial: “não, é impossível”, chequemos as circunstâncias: Marretar o prego em uma superfície rígida? Ou, em uma superfície macia?

No primeiro caso, por mais que tentemos, provavelmente o resultado não será o melhor possível para a atividade desejada de antemão. No segundo caso, provavelmente será possível marretar o prego, mesmo utilizando uma ferramenta inadequada, mas em um cenário hipotético pouco provável.

Esta analogia é uma forma de resumir o sentimento que emerge da experiência obtida nesta tese com a filogenia de dados morfológicos. A analogia serve para explicar que nem todos os objetivos podem ser atingidos com qualquer ferramenta disponível, e em quaisquer condições. E este é justamente o caso do critério de optimalidade da Parcimônia no presente estudo. Em todos os casos (IW/EW), não houve possibilidade de estabelecer um relacionamento claro, ou mais plausível, para a maioria das linhagens. Enquanto que em uma mão, alguns relacionamentos são muito plausíveis, em outra mão outros relacionamentos apresentam um posicionamento descabido. Admite-se que a amostragem, de caracteres ou taxonômica, não seja perfeita e existam falhas, mas foi o conjunto de dados mais abrangente analisado até então, e foi construído com base em um conhecimento metodológico adequado para o objetivo e seguindo propostas anteriores de homologias (Hennig 1965, Carvalho 1989a, Couri & Carvalho 2003, Pinna 1991, Sereno 2007, Brazeau 2011, Wheeler 2012, entre outros).

Muscidae é um táxon especioso em Diptera, e tem um surgimento recente (48-60 Ma) na última radiação de Schizophora (Wiegmann *et al.* 2011, Haseyama *et al.* 2015, Junqueira *et al.* 2016). Isto é, muitas linhagens sofreram eventos de cladogênese e diversificação em um tempo evolutivo muito pequeno. De maneira geral, quanto mais recente um evento de cladogênese entre duas linhagens, menores são as diferenças gerais entre ambas, sejam moleculares ou principalmente morfológicas. No presente estudo a maioria das linhagens não apresentou caracteres exclusivos que as suportassem como diferentes agrupamentos (aqui agrupamento em “escada”), fator que certamente prejudicou o sucesso da Parcimônia, em ter “sensibilidade” o suficiente para identificar a diversificação destas linhagens com menos de

50Ma. Ainda, ao contrário dos resultados observados na filogenia molecular – quanto mais dados utilizados, mais os relacionamentos ficaram estáveis e resolvidos – é temido que o grande volume de dados aqui utilizados (terminais/caracteres) tenham “alimentado” artefatos amostrais aumentando o suporte de falsos relacionamentos (Felsenstein 1978). Principalmente ocasionados pela inconsistência estatística do método (nem sempre resultar na árvore de máxima verossimilhança), mais a incapacidade da Parcimônia compreender diferentes taxas evolutivas ocorrendo simultaneamente em diferentes táxons, geralmente levando a atração de diferentes comprimentos de ramo em muitos terminais (Felsenstein 1978).

Para responder o questionamento: “Quais seriam as condições pelas quais resultados mais próximos da filogenia molecular seriam obtidos para este conjunto de dados sob Parcimônia”? Seria necessário um amplo estudo plenamente metodológico, investigando efeitos de corte/adição de cada caráter e táxon desta matriz, sob diferentes critérios de optimalidade (i.e., Parcimônia, Inferência Bayesiana, etc) e parâmetros (i.e. pesagem, particionamento, etc). Este tipo de estudo, não foi em nenhum momento, o objetivo da filogenia morfológica desta tese. Além disto, ainda hoje este questionamento talvez não seja passível de ser respondido definitivamente, e retome históricas discussões sobre a adequabilidade de métodos para testes de hipóteses com caracteres morfológicos, um já saturado embate entre *cladists* vs *likelihoodists* (i.e., Farris vs Felsenstein) (Felsenstein 2004, Farris 2008, O’Reilly *et al.* 2016, Goloboff *et al.* 2017).

De qualquer maneira, as falhas creditadas à Parcimônia no presente estudo, não representam incapacidade absoluta ou obsolescência da ferramenta em si, mas apenas o reflexo da interação entre o conjunto de dados e a ferramenta. Com base nos resultados, não foi possível estabelecer hipóteses de relacionamento satisfatórias utilizando caracteres morfológicos sob Parcimônia, à nível de subfamília. Por outro lado, relacionamentos entre gêneros muito próximos e a estrutura interna de alguns gêneros, foram relativamente bem resolvidos. Portanto, o indicativo é que caracteres morfológicos sob Parcimônia possuem um bom poder explicativo, mas este poder é condicionado ao táxon e ao nível taxonômico sob estudo.

Em contrapartida, os dados moleculares proporcionaram uma alta estabilidade para os relacionamentos entre as principais linhagens da família, fato que já havia ficado evidente em Haseyama *et al.* (2015). A utilização dos oito marcadores, e a exclusão de apenas alguns terminais (*rogues*), foi o que proporcionou a estabilidade dos relacionamentos observados neste estudo. Como principal foco taxonômico, o presente estudo foi elaborado a fim de resolver o relacionamento interno de Cyrtoneurinae. Portanto, partindo da hipótese que este

táxon é monofilético (Haseyama *et al.* 2015). Por isso, uma amostragem mais severa fora deste táxon, não seria uma abordagem totalmente necessária, mas de qualquer maneira foi realizada. A postura de utilizar o maior número possível de terminais em outras subfamílias (Muscinae, Mydaeinae) permitiu que a estruturação geral da árvore de ML fosse muito boa, possibilitando inclusive, estimativas de suporte de ramo significativas em vários clados que não possuíam bom suporte em hipóteses anteriores (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015), principalmente do grupo interno. Embasando com mais segurança as indicações taxonômicas propostas.

Relativo aos dados ausentes na filogenia molecular, a distribuição geral foi de 44% e aparentemente não influenciou de forma significativa os nós mais internos da árvore, visto que as subfamílias, tribos, e vários grupos de gêneros apresentaram suporte significativo (Fig. 14). A estruturação dos relacionamentos mais internos é um resultado que pode ser creditado principalmente aos genes 28S e CAD (Fig 12, Figs. 14–22). Mas, a proporção de dados ausentes, pode ter sido um dos fatores que contribuiu para o comportamento como *rogue* na análise combinada, de alguns táxons que não haviam sido indicados na análise individual. O que não causou maiores problemas, pois a instabilidade de posicionamento destes táxons foi local (dentro do próprio ramo) o que ocasiona baixos suportes apenas em alguns nós mais recentes. Este era um comportamento esperado, já que a perda de poder explicativo foi dependente da amostragem taxonômica, e mesmo com o aumento de amostragem aqui realizada, o sucesso de resolução de nossas hipóteses também apresenta limitações.

Outro fator que não pode ser descartado como causador de posicionamentos aberrantes de alguns *rogue*, bem como a observação de comprimentos de ramo fora do normal, é a amplificação de cópias parálogas de algum gene nuclear. No genoma nuclear é comum uma ampla variedade de genes que passaram por eventos de duplicação (Ness *et al.* 2011). O gene que é copiado geralmente ocupa uma localização (e função) diferenciada no cromossomo, e comumente apresentam uma taxa de mutações particular. Durante a PCR, os iniciadores podem facilmente ligar-se à cópia paráloga, visto que é altamente provável que ela possua os mesmos sítios de ligação conservados. A presença de cópias parálogas pode (ou não) induzir o erro no sinal filogenético, causando falsos relacionamentos (Castresana 2007). Como por exemplo, rejeitando um clado de espécies que são de fato proximamente relacionadas, e aceitando o relacionamento falso de um destes pares com uma terceira espécie, geralmente em um clado com comprimentos de ramo maiores do que o normal. Desta forma, o artefato causador do comportamento *rogue* é anterior à análise, de difícil detecção empírica, mas não parece ser um fator tão comum. Talvez seja a explicação para comportamentos de

posicionamento de terminais como *Passeromyia indecora*, *Eginia ocypterata*, *Reinwardtia* sp. e algumas espécies de *Azelia*.

O poder de resolução à nível de gênero dos caracteres morfológicos, agregou grande importância na análise de evidência total, a qual apresentou resultados interessantes. Mesmo com a alta proporção de dados ausentes (61,5%), e incluindo muitos terminais sem nenhuma informação genética. Diversos táxons importantes para a sistemática de Muscidae foram posicionados utilizando exclusivamente a morfologia. Como por exemplo, o clado mais apical da árvore (Mydaeinae, Fig. 23), na qual os terminais de Limnophorini foram posicionados no mesmo clado com os terminais de Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005), resultando em uma reestruturação interna substancial de Mydaeinae, em comparação a abordagem exclusivamente molecular (Fig. 14). Muitos relacionamentos não apresentaram suporte significativo (Fig. 23), principalmente por *Bootstrap* (UFP), o que já era esperado de um processo de reamostragem em matrizes com muitos dados ausentes, principalmente naqueles ramos onde um grande número de terminais com informação apenas morfológica foi posicionado. Quanto ao suporte, diversos nós não foram suportados por UFB, mas foram suportados pelas métricas alternativas. Nem todos satisfizeram a regra “2x1”, mas ofereceram indicativos interessantes de relacionamento para serem testados, caso mais dados sejam coletados. Em alguns terminais, o status de posicionamento *incertae sedis* (i.e. *Fraserella*, *Palpibracus*, *Reinwardtia*, *Helina*, entre outros), ou até posicionamentos com resolução parcial, eram resultados esperados, mas em maiores proporções. Portanto, o volume geral de terminais posicionados em clados com relacionamentos plausíveis, é um resultado positivo.

O indicativo mais geral da análise de evidência total é que os caracteres morfológicos foram capazes de resolver alguns relacionamentos, que a amostragem taxonômica dos dados moleculares não permitiu. Portanto, a estratégia de utilizar táxons chave com amostragem completa para estruturar a base da hipótese, e a morfologia como estruturador dos relacionamentos mais recentes, é promissora. Mas cabem algumas recomendações baseadas nestes resultados: (i) usar uma filogenia molecular relativamente estável e bem resolvida como “esqueleto” (ii) particionar os dados moleculares e morfológicos; (iii) ter pelo menos um terminal com informação completa em cada gênero, exceto àqueles que são raros e provavelmente são o objetivo da análise; (iv) em gêneros especiosos, quanto maior o número de terminais com informação completa melhor.



## 4.2 Discussão taxonômica

A discussão taxonômica, e a maioria das indicações propostas neste estudo, serão embasadas principalmente nos resultados da filogenia molecular (Fig. 12, Fig. 14). A filogenia morfológica e de evidência total serão utilizadas a fim de embasar alguns relacionamentos pontuais e algumas decisões quanto à classificação proposta. A árvore utilizada como base a seguir é a da abordagem NRs (Fig. 14), os relacionamentos abordados de outras árvores serão devidamente indicados.

### 4.2.1 Subfamília Muscinae Latreille

Em Muscinae não há novidades nos relacionamentos em comparação aos estudos de base (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015, Grzywacz *et al.* 2017), com exceção do alto suporte para a tribo Muscini monofilética (100, 1.0, 100%) e Azeliini monofilética, mas com baixo suporte geral (42.2, 0.95, 65%). Em algumas análises subótimas (valores de verossimilhança menores), o relacionamento das tribos como parafiléticas foi observado, principalmente a partir do clado contendo *Mesembrina*, *Polietes* e *Polietina* com alguns terminais de *Thricops*. Resultado semelhante ao observado anteriormente em outras filogenias moleculares (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015). Além disto, a “fragilidade” de Azeliini como clado na análise molecular, pode ser explicada como uma “torre de cartas”, altamente instável quando táxons eram adicionados ou retirados. A monofilia de Azeliini só foi observada com o aumento da amostragem de terminais em *Hydrotaea*, e excluindo as sequências dos terminais de *Achanthiptera*, *Azelia*, *Micropotamia* e *Potamia*.

Os relacionamentos entre os gêneros *Achanthiptera*, *Micropotamia* e *Potamia*, em análises preliminares resultaram em algumas inconsistências. *Achanthiptera rohrelliformis* apresentou posicionamentos extremamente variáveis nas análises individuais (Figs. 15–22), mesmo nas partições (genes) que não foi indicado como *rogue*. Este terminal exerceu grande influência sobre o posicionamento de *Micropotamia* sp. e *Potamia littoralis*, provavelmente por esse grupo de terminais ser estreitamente relacionado, fato já apontado anteriormente (Skidmore 1985, Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015). Inclusive, em Kutty *et al.* (2014) o relacionamento *Achanthiptera* + *Potamia* como grupo irmão do restante dos Muscinae, é o que resultou na tribo Azeliini parafilética. O que provavelmente, seja uma inconsistência causada pelas sequências de *Achanthiptera* disponíveis até o momento, e de fato Azeliini seja monofilética. Desta maneira, como a fonte de informação era muito conflitante e não envolvia

o grupo interno, estes terminais foram excluídos da análise combinada (RUn, RLi, NRs). Ainda, o presente estudo baseado na filogenia morfológica, corrobora a constatação de que Azeliini é monofilética, apresentando os gêneros *Achanthiptera*, *Potamia* e *Micropotamia* aninhados. O clado mais apical de Azeliini (IW, Fig. 9), é formado pelo relacionamento entre os três gêneros citados acima, mais o terminal *Azelia nebulosa*. Sendo este clado suportado por uma homoplasia (18[1]) Fronte da fêmea, par de cerdas interfrontais ausente. Diferentemente do esperado, *A. rohrelliformis* apresentou um relacionamento mais próximo de *P. plumata* do que *P. littoralis*, além de *Potamia* não resultar monofilético. Na abordagem por evidência total, este clado foi “dissolvido” dentro do gênero *Hydrotaea* (Fig. 23), o que é efeito claro da amostragem. Curiosamente, *A. rohrelliformis* formou um grupo monofilético com ambas as espécies de *Potamia*.

Todos os terminais de *Azelia* na filogenia molecular foram excluídos. *Azelia nebulosa* possuía apenas um marcador e foi indicado como *rogue* (Tabela 11), já os terminais *A. cilipes* e *A. zetterstedtii*, apresentaram um recorrente e improvável posicionamento como grupo irmão dos Mydaeinae. Em Haseyama *et al.* (2015), *A. nebulosa* foi proximamente relacionado à *Hydrotaea aenescens* (tratada como *Ophyra aenescens*). Em Grzywacz *et al.* (2017), revisando o histórico e polêmico status taxonômico de *Ophyra* em relação à *Hydrotaea*, os terminais *A. cilipes* e *A. zetterstedtii* (os mesmos tentativamente analisados aqui) não foram relacionados à *Hydrotaea* e apresentaram um posicionamento como grupo irmão do restante dos Muscinae. O posicionamento do gênero *Azelia* sem muitas dúvidas é aninhado à tribo Azeliini monofilética, sendo respaldado por diversos autores (Hennig 1965, Skidmore 1985, Savage & Wheeler 2004), e os resultados da filogenia morfológica (Figs. 9, 10, 23). Quanto à filogenia molecular, Azeliini é uma tribo que apresenta gêneros com uma alta diversidade, portanto, enquanto uma amostragem mais exaustiva não seja realizada nesta tribo, como feito em *Hydrotaea* (Grzywacz *et al.* 2017) e no presente estudo em Cyrtoneurinae, não será possível estabelecer com embasamento, uma delimitação clara para a tribo.

Quanto à filogenia morfológica, Muscinae não foi recuperada monofilética e os terminais testados não apresentaram relacionamento próximo (Figs. 9, 10). Curiosamente, alguns estados de caráter que eram esperados que estabelecessem o relacionamento entre as tribos, pois são amplamente compartilhados apenas entre os terminais de ambas, não foram capazes de suportar um relacionamento. Os caracteres foram: Parafrontália da fêmea com cerda fronto-orbital inferior proclinada presente; Espiráculo posterior subtriangular; Tíbia posterior do macho, modificada; Tergito 6 com finos escleritos alargados anteriormente

apresentando esclerotização em forma de âncora; Placa cercal do macho na face ventral, com processo médio espinuloso; Hipândrio, com a cutícula do Distifalo na porção apical espinulosa.

#### 4.2.2 Subfamília Cyrtoneurinae Snyder

A subfamília Cyrtoneurinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) foi recuperada monofilética (com exceção de *Eginia ocypterata*), e em sua composição interna foram suportadas duas tribos: Cyrtoneurini e Hemichlorini *sensu novum*. A tribo Cyrtoneurini foi assim denominada em função do posicionamento do gênero *Cyrtoneurina* que carrega o nome do grupo de espécies mais antigo (Snyder 1954), bem como sustentam o nome da subfamília (Sabrosky 1999). A tribo Hemichlorini foi assim denominada utilizando um *sensu novum*, diferente daquele proposto por Townsend (1931), sem descrição ou delimitação (*nomen nudum*) (Sabrosky 1999). Aqui a proposta de nomenclatura de Hemichlorini é mais alinhada com a composição proposta por Skidmore (1985), mas com modificações. Contudo, utilizar o nome Hemichlorini é uma decisão provavelmente provisória, visto que a composição proposta para esta tribo estaria muito mais alinhada com o nome Reinwardtiini. Pois, este agrupamento contém praticamente toda a diversidade relacionada à Reinwardtiini, exceto o gênero *Reinwardtia* que carrega o nome do grupo de espécies, e teria prioridade sobre o nome da subfamília também (Sabrosky 1999). O posicionamento de *Reinwardtia* é completamente dubio na filogenia molecular, ora esteve aninhado à Muscinae como um ramo basal grupo irmão de Muscini+Azeliini (preliminares), ora formou um ramo basal grupo irmão de Cyrtoneurinae+Mydaeinae (RLi, Fig. 12), em ambos os casos com suporte de ramo muito baixo. Este mesmo comportamento foi observado em Haseyama *et al.* (2015) analisando as mesmas sequências, naquele momento os autores tentando solucionar esta dualidade, fizeram testes de topologia utilizando a estatística bayesiana. O terminal não foi recuperado dentro os Cyrtoneurinae em nenhum teste, mas o fator de Bayes não rejeitou esta hipótese. Entretanto, na filogenia morfológica do presente estudo, embora os grupos de gênero não tenham formado uma unidade coesa, os terminais do gênero *Reinwardtia* foram posicionados no clado B-I, juntamente dos gêneros *Passeromyia*, *Muscina*, *Synthesiomyia* e *Arthurella* (IW, Fig. 9); ou na base do clado C-II com os gêneros *Muscina*, *Fraserella*, *Calliphoroides*, *Passeromyia* e *Synthesiomyia* (EW, Fig. 10). Sendo que estes outros gêneros acima, encontram-se com alto suporte de posicionamento no clado de Hemichlorini na filogenia molecular (Figs. 12, 14). O posicionamento de *Reinwardtia* dentre os táxons mencionados

acima, encontra respaldo em outras filogenias com dados morfológicos (Carvalho 1989a, Couri & Carvalho 2003, Soares 2008). Na análise de evidência total, não foram utilizadas as sequências dos terminais de *Reinwardtia*, apenas a partição morfológica. Portanto, era esperado que os terminais de *Reinwardtia* resultassem em posicionamento semelhante ao das análises de Parcimônia, mas formaram um clado grupo irmão do restante dos Cyrtoneurinae (Fig. 23), ocasionando uma resolução parcial sem posicionamento em alguma tribo, mas mesmo assim indicando o relacionamento com esta subfamília, ou algo menos provável, como uma linhagem independente.

#### 4.2.2.1 Tribo Cyrtoneurini Snyder

Quanto à constituição dos clados, em Cyrtoneurini a filogenia molecular posicionou os gêneros *Lophosceles*, *Prohardyia*, *Cariocamyia*, *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*. Na primeira divisão está o gênero *Lophosceles* (neártico/paleártico), como grupo irmão do restante da tribo (RLi, Fig.12). *Lophosceles* nos estudos de base (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015) também foi posicionado dentre os terminais de Cyrtoneurinae, e não em Mydaeinae, onde era esperado que se relacionasse com *Phaonia* (Kutty *et al.* 2014). Os testes de topologia realizados no presente estudo rejeitaram estatisticamente o posicionamento de *L. cinereiventris* fora de Cyrtoneurinae, mas não foram capazes de determinar com significância se pertence à Cyrtoneurini ou Hemichlorini (Tabela 15). O posicionamento de *L. cinereiventris* foi fortemente influenciado pela presença de *Metopomyia atropunctipes* (bem suportado em Hemichlorini) na análise (Tabela 15). Seria interessante ter analisado algum representante de *Lophosceles* na filogenia morfológica, para tecer maiores conclusões sobre o seu posicionamento, mas não foi possível. Portanto, baseado no baixo suporte de *Lophosceles* em Cyrtoneurini, no provável relacionamento com *Metopomyia*, e interpretação direta dos valores no teste de topologia, a indicação é que *Lophosceles* seja transferido para Hemichlorini.

A maior linhagem da tribo é formada pelo clado de *Prohardyia*+*Cariocamyia* como grupo irmão do clado com *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*. O primeiro é formado pelo gênero australasiano *Prohardyia* e o neotropical *Cariocamyia*, com bom suporte para o relacionamento entre os gêneros, e também bom suporte para o posicionamento deles dentre os Cyrtoneurini. O alto suporte observado (Fig. 14) confirma o posicionamento destes gêneros na linhagem dos Cyrtoneurinae, eliminando a dúvida de que seriam mais

relacionados à Mydaeinae, o que foi observado em algumas análises de Haseyama *et al.* (2015) e levaram os autores a deixar ambos com o *status* de *incertae sedis* na classificação.

O gênero *Prohardya* encontra suporte nesta tribo, também na filogenia morfológica. Na análise IW (clado A, Fig. 9), *Prohardya* forma um clado com as espécies de *Cyrtoneurina*, suportado por duas homoplasias, (15[1]) Carena facial bem desenvolvida, formando uma protuberância distinta; (152[1]) Ovipositor, com microtríquias intersegmentares presente. O caráter da carena facial apresentando um desenvolvimento em forma de protuberância foi observado também em outros gêneros, principalmente nos terminais de *Cyrtoneuropsis*, sendo que a aproximação destes três gêneros com base neste caráter havia sido sugerida por Haseyama *et al.* (2015). Mas além destes, o gênero oriental *Rhynchomydaea* também apresenta o mesmo estado de caráter, e já havia sido indicado como relacionado à *Prohardya*, junto a mais dois gêneros australasianos com carena facial (Pont 1969). Pont (1969) posicionou tentativamente estes gêneros na tribo Phaoniini, mas salientou que foi uma decisão não mais que provisional, pois a combinação de caracteres apresentada pelos gêneros impossibilitava o posicionamento claro em qualquer subfamília. Esta grande dificuldade, provavelmente foi oriunda dos gêneros, de fato, pertencerem à subfamílias distintas, e a carena facial ser um caráter que evoluiu independentemente. No presente estudo, *Rhynchomydaea tuberculifacies* foi proximamente relacionada ao gênero *Graphomya* nas análises de Parcimônia de IW (clado C-IV, Fig. 9) e EW (clado A, Fig. 10), onde *Graphomya* é um gênero bem suportado dentre os Mydaeinae (Fig. 12, Fig. 14).

Curiosamente, *Cariocamyia* na filogenia morfológica não foi posicionado no grado equivalente à Cyrtoneurinae, e apresentou um posicionamento relativamente próximo de *Rhynchomydaea*+*Graphomya*, suscitando alguma suspeita sobre seu posicionamento no equivalente à subfamília Mydaeinae, e a proximidade de outros táxons com carena facial desenvolvida, além de *Prohardya*. Mas, é preciso notar que o clado mais apical da análise de Parcimônia (Fig. 9) é constituído por um grande agrupamento de gêneros neotropicais, indubitavelmente Cyrtoneurinae, como por exemplo, *Cyrtoneuropsis*, *Scutellomusca* e *Neurotrixa*. Vários caracteres que são homoplásicos e amplamente compartilhados por diferentes gêneros tanto de Cyrtoneurinae quanto de Mydaeinae, estruturam vários relacionamentos em grado (e.g. presença de cílios no nodo Rs da asa, ovo do tipo-*Mydaea*, entre outros). Portanto, uma possibilidade é que o posicionamento de *Cyrtoneuropsis* esteja enviesando o posicionamento de *Cariocamyia* nas análises de Parcimônia, fazendo que este seja “arrastado” para o grado equivalente à Mydaeinae. De qualquer maneira, como

mentionado anteriormente, os altos suportes de ramo (filogenia molecular) são evidências que superam maiores dúvidas sobre o posicionamento de *Cariocamyia* em Cyrtoneurini.

Ainda sobre este clado, o resultado observado na análise de evidência total (Fig. 23) apresenta uma constituição pouco diferente, mas muito interessante. Neste clado além dos gêneros *Cariocamyia* e *Prohardyia*, foram posicionados os gêneros afrotropicais *Alluaudinella* e *Ochromusca*, além dos neotropicais *Charadrella*, *Chortinus* e *Neomusciniopsis*. Os gêneros afrotropicais citados acima e os neotropicais *Cariocamyia* e *Charadrella* possuem o hábito malacofágico, suas larvas se desenvolvem em moluscos gastrópodes terrestres (Skidmore 1985, D’Almeida 1994), um comportamento restrito a estas linhagens. O relacionamento destes gêneros afrotropicais citados acima (grupo-*Ochromusca*, Emden 1939) com os gêneros neotropicais já havia sido proposto com base em caracteres morfológicos de adultos (Couri & Carvalho 2003, Soares 2008, Haseyama & Carvalho 2012a) e larvais (Skidmore 1985). Hennig (1965) apontou que *Dichaetomyia*, um gênero especioso e amplamente distribuído no velho mundo, apresentava afinidade com o grupo-*Ochromusca* e propôs a tribo Dichaetomyiini na subfamília Phaoninae (Hennig 1965). Em Couri & Carvalho (2003), gêneros da tribo Dichaetomyiini (*sensu* Hennig 1965) foram recuperados em um clado com *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis*, levando os autores a sugerir o nome Dichaetomyinae ao invés de Cyrtoneurinae para o agrupamento de subfamília. Com os resultados de Kutty *et al.* (2014) e Haseyama *et al.* (2015), o gênero *Dichaetomyia* foi posicionado dentre os Mydaeinae, encerrando por hora, a discussão sobre *Dichaetomyia* ser relacionado à Cyrtoneurinae. A mesma observação foi constatada no presente estudo onde *Dichaetomyia* forma um clado bem suportado em Mydaeinae na filogenia molecular. Na filogenia morfológica, a relação de *Dichaetomyia* (clado C-II, Fig. 9) e o grupo-*Ochromusca*+*Charadrella* (clado C-III, Fig. 9) não foi observada. Ambos os grupos apresentaram posicionamento em clados distintos, mas no grau equivalente à Mydaeinae. O grupo-*Ochromusca* e *Dichaetomyia* pertencerem a grupos distintos encontra suporte também na morfologia larval (Skidmore 1985). Contudo, ainda não existem sequências de DNA disponíveis dos gêneros do grupo-*Ochromusca*, o que seria desejado, de pelo menos um dos gêneros, além de sequências de *Charadrella*, o que permitiria uma aproximação mais robusta.

Os gêneros neotropicais *Chortinus* e *Neomusciniopsis* foram aqui analisados pela primeira vez em estudos de filogenia, além disto, são gêneros cujas espécies podem ser consideradas raras em coleções biológicas. *Chortinus* possui apenas duas espécies válidas (Carvalho *et al.* 2005), e anteriormente estava em sinonímia em *Cyrtoneurina* (*Cyrtoneurina*+*Cyrtoneuropsis*) (Carvalho *et al.* 1993), mas foi revalidado por Pamplona &



Couri (1997). O posicionamento de *Chortinus* dentre as espécies de *Cyrtoneuropsis* foi observado em ambas as análises de Parcimônia (clado E, Fig. 9; clado A, Fig. 10), mais proximamente relacionado à *Neurotrixa* do que qualquer outro terminal de *Cyrtoneuropsis*. O gênero *Neurotrixa* com representatividade de todas as espécies do gênero está posicionado em Hemichlorini com alto suporte. Mais, os gêneros *Cyrtoneurina*+*Cyrtoneuropsis* encontram alto suporte aninhados à tribo Cyrtoneurini. Desta forma, a alocação tribal de *Chortinus* é um tanto duvidosa, já que o clado E (Fig. 9) provavelmente não constitua um grupo natural. A forma do ovipositor de *Chortinus* é bem modificada, apresentando uma das formas de encurtamento mais extremas dentre os muscídeos analisados. Os tergitos são todos muito finos (dorso-ventral) e alargados, além de apresentar um Hipoprocto diferenciado quase lembrando a forma côncava dos Mydaeinae. Modificações no ovipositor semelhantes a estas, só foram observadas em *Charadrella*, que também apresenta tergitos muito estreitados e praticamente indiscerníveis entre si, além do Hipoprocto de *Charadrella* que também é modificado, mas apresenta formas muito particulares em relação à Muscidae (Carvalho 1985, Haseyama & Carvalho 2012a). Contudo, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca* também apresentam ovipositores curtos. Além disto, as fêmeas de *Chortinus* apresentam comportamento vivíparo (Albuquerque & Lopes 1983), estratégia de oviposição amplamente compartilhada pelas espécies deste clado na análise de evidência total (Fig. 23). Fato que certamente tem relação com a forma do ovipositor, e é sugerido que seja relacionado à condição efêmera do substrato larval (i.e. desenvolvimento em gastrópodes terrestres, saprofagia, etc). Portanto, considerando estas observações, aliadas ao suporte de ramo significativo para o relacionamento do gênero com os outros terminais do clado, *Chortinus* pode ser sustentado como um gênero válido como indicado por Pamplona & Couri (1997), e seu posicionamento é seguramente dentre os Cyrtoneurinae, mas seu ranqueamento tribal pode apenas ser inferido como mais provável em Cyrtoneurini.

O gênero *Neomusciniopsis* é monotípico, mas foi originalmente descrito para alojar duas espécies (Albuquerque & Lopes 1982). O gênero foi indicado como próximo de *Neomuscina*, e inicialmente alocado dentre os Cyrtoneurinae (*sensu* Snyder 1954), mas Carvalho *et al.* (1993) transferiu o gênero para Mydaeinae (*sensu* Carvalho *et al.* 2005) com base na morfologia do ovipositor. Couri *et al.* (2002) reanalisando os caracteres e posição sistemática de *Neomusciniopsis*, sinonimizaram as espécies do gênero e o transferiram novamente para Cyrtoneurinae. *Neomusciniopsis* de fato, apresenta caracteres mais comuns às linhagens de Cyrtoneurinae, como a fronte visível em machos holópticos. Caráter comum dentre os machos de *Cariocamyia* e *Philornis*, por exemplo. O afastamento dos olhos no

macho acontece de outras formas, como em machos dicópticos, onde a estrutura da fronte é modificada, bem como a disposição da quetotaxia da fronte. O afastamento parcial que é condicionado à forma holóptica, poderia ser uma forma evolutiva intermediária da condição dicóptica, que é observada em todo grupo-*Ochromusca* e em *Charadrella*, que estão no mesmo clado de *Neomusciniopsis* (Fig. 23). Formas dicópticas também ocorrem em *Itatingamyia*, *Mulfordia*, *Eginiini*, e *Coenosiini* (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). A carena facial de *Neomusciniopsis* apresenta um desenvolvimento “insinuante”, mas não foi considerado como um estado seguramente homólogo ao apresentado por *Cyrtoneurina* e *Prohardyia*. Além disto, o ovipositor apresenta um comprimento mediano, tergitos moderadamente alongados, e com os escleritos alargados estendendo-se para a face ventral; que é o mesmo padrão observado nas espécies do grupo-*Ochromusca* e em *Cariocamyia*. Em Couri *et al.* (2002) é descrito a presença de poucas e esparsas pontuações com microtríquias intersegmentares no ovipositor, um caráter compartilhado por *Cyrtoneurina* e *Prohardyia*. Mas, talvez em função do atual estado de preservação do ovipositor do exemplar analisado (mesma série descrita em Albuquerque & Lopes 1982), não foi possível observar tal estado, ocasionando na codificação ausente. Na análise de Parcimônia, o resultado é de proximidade de *Cariocamyia* e *Neomusciniopsis*, ambos sempre em uma posição mais basal, no grado de Mydaeinae. Mas, quando a análise de evidência total foi conduzida, e então a evolução de todos os caracteres considerada ao mesmo tempo, a proximidade filogenética entre ambos os gêneros foi mantida, mas com o posicionamento dentre as linhagens de Cyrtoneurini. Os suportes de ramo foram baixos para o relacionamento de *Prohardyia* mais o restante do clado nesta abordagem, mas a maioria dos relacionamentos internos apresentou bom suporte de ramo. Bem como o suporte para a tribo, que continua significativo, mesmo com a inserção dos táxons do grupo-*Ochromusca*.

A linhagem seguinte é representada pelo agrupamento dos gêneros neotropicais *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*. Este clado apresenta um suporte significativo, e uma subdivisão interna com um clado de espécies de *Cyrtoneurina* e parte de *Cyrtoneuropsis*, e no outro clado uma espécie de *Cyrtoneurina*, outra parte das espécies de *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca scutellaris*. Em uma análise cladística com caracteres morfológicos (Pamplona 1999), os gêneros *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* foram segregados do antigo senso de *Cyrtoneurina* (Snyder 1954). Onde *Cyrtoneurina* foi definido com base nas sinapomorfias da forma do ovipositor (longo) e ausência de cílios da face ventral da veia R1. Em contrapartida, *Cyrtoneuropsis* foi definido com as sinapomorfias de ovipositor médio a curto e ciliação na face ventral da veia R1. Mas, ovipositores longos também são observados



em *Cyrtoneuropsis* (i.e. *C. maculipennis*, *C. veniseta*), assim como a ausência de ciliação na veia R<sub>1</sub> (*C. brunnea*, *C. pallipes* (Stein)). Nas principais análises de Parcimônia (IW, EW) os gêneros não formaram agrupamentos monofiléticos, mas na análise de EW excluindo alguns terminais para testes (vide resultados), *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* formaram um grupo monofilético (Fig. 11). O deslocamento dos terminais de *Cyrtoneuropsis* para o grau equivalente à Mydaeinae foi ocasionado pela alta afinidade encontrada entre a morfologia de *Cyrtoneuropsis*, *Chortinus* e *Neurotrixa*. Pois, o relacionamento com um dos clados apicais de Mydaeinae se dá em função da forma do ovo do tipo-*Mydaea*. O ovo do tipo-*Mydaea* é um caráter que só foi observado nos terminais de *N. marinoni*, *N. sulina* e *S. scutellaris*, já para as espécies de *Cyrtoneuropsis* a codificação da forma do ovo é ausente ou inaplicável, visto que algumas espécies analisadas são vivíparas. *Scutellomusca* é um gênero exclusivamente neotropical e monotípico, que inicialmente foi posicionado em Cyrtoneurinae por diversos autores (Albuquerque 1954a, Hennig 1965, Pont 1972), mas transferido para Mydaeinae por Couri & Carvalho (1992). Em Haseyama *et al.* (2015), os autores posicionaram o gênero novamente em Cyrtoneurinae, onde foi proximamente relacionado a *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis*. No presente estudo com a expansão da amostragem nestes gêneros, *S. scutellaris* ficou aninhado à *Cyrtoneurina*+*Cyrtoneuropsis*, formando um clado bem suportado com uma morfoespécie de *Cyrtoneurina*. Nas análises de Parcimônia, *S. scutellaris* forma um clado com *Cyrtoneuropsis brunnea* (IW, Fig. 9; EW, Fig. 10). Analisando a morfologia de *Scutellomusca*, a excetuar-se pela presença de cílios na carena supraesquamal posterior, é praticamente idêntica a de *Cyrtoneuropsis* (*sensu* Pamplona 1999). A considerar o compartilhamento de estados de caráter entre os gêneros, e a impossibilidade de segregar com clareza *Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis* e *Scutellomusca*, além do alto suporte de ramo para os relacionamentos na filogenia molecular, o mais indicado seria o retorno de uma concepção mais ampla do gênero *Cyrtoneurina*, como proposto por Snyder (1954), e a sinonímia de *Scutellomusca*.

#### 4.2.2.2 Tribo Hemichlorini Skidmore

A primeira linhagem a divergir na tribo Hemichlorini é composta pelo gênero australasiano *Metopomyia*, e os neotropicais *Psilochaeta*, *Hemichlora* e *Neurotrixa*, sendo que este clado apresenta suporte de ramo significativo (Fig. 12, Fig. 14). Ainda, considerando a análise de evidência total e os testes de topologia, há a inclusão nesta linhagem dos gêneros *Mulfordia*, *Itatingamyia*, *Passeromyia*, *Arthurella*, *Dalcyyella* e *Brachygasterina*. Em função

de um grande número de posicionamentos baseados exclusivamente em morfologia (muitos dados ausentes), os suportes de ramo na análise de evidência total foram consideravelmente menores (abaixo dos limiares) em comparação à filogenia molecular (Fig. 23).

O gênero *Metopomyia* é monotípico, e apresenta uma combinação de características muito particular. Pont (1989) propôs *Metopomyiini* na subfamília *Phaoninae*, uma tribo exclusiva para alocar a única espécie *M. atropunctipes*. Skidmore (1985) com base na morfologia larval posicionou o gênero em *Reinwardtiini*, concordando com as indicações de Ferrar (1979) de que *Metopomyia* apresentaria uma aproximação biológica à *Muscina*. A sustentação de *Metopomyia* em *Reinwardtiini* proposta por Skidmore (1985) apresentou certa resistência por parte de alguns autores (Kutty *et al.* 2014), visto que a morfologia dos adultos não estaria de acordo com o plano básico da tribo. Na filogenia morfológica do presente estudo, a despeito das afirmações sobre a morfologia de *Metopomyia*, o gênero ficou na base do clado B, proximalmente relacionado às espécies de *Hemichlorini* (clado B, Fig. 9), inseridos no grado equivalente à *Cyrtoneurinae*. Em Kutty *et al.* (2014) e Haseyama *et al.* (2015), as filogenias moleculares também corroboraram o posicionamento de *Metopomyia* dentre as linhagens de *Cyrtoneurinae*, no primeiro estudo foi como grupo irmão de *L. cinereiventris*, e no último foi em um grado com *P. pampiana* e *H. scordalus*. Na filogenia molecular do presente estudo (RLi, Fig. 12), o suporte para o gênero nesta linhagem é significativo.

O gênero *Psilochaeta* nas análises de Parcimônia apresentou um relacionamento constante com os terminais de *Dalcyella* e *Brachygasterina*, sendo o primeiro parafilético em relação aos demais. Tal relacionamento entre estes três gêneros já havida sido constatado (Soares & Carvalho 2005), e em outro momento os gêneros *Dalcyella* e *Psilochaeta* foram sinonimizados em *Brachygasterina* (dados não publicados, Soares 2008). O grupo irmão do grupo-*Brachygasterina* (aqui referido utilizando *sensu* Soares 2008) foi indicado como *Palpibracus* (Soares & Carvalho 2005, Soares 2008), constatação ocasionalmente observada no presente estudo. Na análise EW (Fig. 10) ambos os gêneros apresentaram o relacionamento de grupo irmão, no clado C-II em um agrupamento que remete à constituição da antiga subfamília *Azelinae* (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). Na análise IW (Fig. 9), no clado B-II, o grupo-*Brachygasterina* não formou um clado com *Palpibracus*+*Correntosia*, e este último clado foi relacionado como grupo irmão dos *Azeliini*. Na análise de evidência total, *a priori* era esperada a proximidade entre o grupo-*Brachygasterina* e *Palpibracus*, mas apenas os terminais de *Brachygasterina*, *Dalcyella* e *Psilochaeta* apresentaram resolução em *Hemichlorini*. Os gêneros *Palpibracus* e *Correntosia* juntos de *Fraserella* formaram um clado

grupo irmão de Cyrtoneurinae+Mydaeinae, não apresentando melhor resolução (Fig. 23). Quanto ao grupo-*Brachygasterina*, apenas o terminal *P. pampiana* apresentava dados moleculares, e os suportes deste terminal dentre os gêneros desta linhagem são significativos (Fig. 14). Mesmo com vários terminais com apenas informação morfológica, utilizando a “arquitetura molecular” deste clado, o suporte do grupo-*Brachygasteriana* permaneceu relativamente bom. Considerando as evidências, como o estreito relacionamento com o grupo-*Brachygasterina*, e o relacionamento com *Fraserella*, na análise de evidência total, o posicionamento mais provável de *Correntosia* e *Palpibracus* é dentre os Hemichlorini, mas sequências de DNA desses gêneros devem ser amostradas para um melhor entendimento destes relacionamentos.

O grupo-*Brachygasterina* na análise de evidência total apresentou alto suporte para o relacionamento com outro gênero de distribuição restrita ao sul da América do sul, o gênero *Arthurella*. É a primeira vez que *Arthurella* é utilizado em uma filogenia. O gênero neotropical com distribuição restrita à Argentina e Chile, foi proposto por Albuquerque (1954b) para posicionar uma única espécie, *A. nudiseta* Albuquerque. Apenas mais uma espécie foi descrita desde então, *A. choelensis* Patitucci & Mariluis (Patitucci *et al.* 2011). O gênero foi posicionado dentre os Phaoninae por Albuquerque (1954b), mas foi transferido para Cyrtoneurinae por Pont (1972), ranqueamento que foi bem aceito por autores posteriores (Carvalho *et al.* 2005, Couri & Penny 2007). *Arthurella* apresenta morfologia geral do ovipositor que remete em alguns aspectos a *Cyrtoneurina*, e em outros a *Philornis*. O gênero apresenta duas cerdas catepisternais na região anterior, um estado de caráter que é compartilhado por outros gêneros na mesma linhagem (Fig. 23). Como por exemplo, algumas espécies do grupo-*Brachygasterina* e todas as espécies de *Neurotrixa*. A proximidade com *Neurotrixa* já havia sido mencionada por Albuquerque (1954b), o que deixa o relacionamento de *Arthurella* na mesma linhagem de *Neurotrixa* um resultado mais provável, embora não tenha sido corroborado pelas análises de Parcimônia. Mas, o posicionamento de *Arthurella* dentre os Hemichlorini, as análises de Parcimônia foram capazes de recuperar (clado B-I, Fig. 9). Quanto à evolução de caracteres, o resultado da análise de evidência total indica que o estado de duas cerdas catepisternais anteriores, possa ter surgido nesta linhagem em Hemichlorini, e o estado observado em espécies de *Helina* e *Myospila* tenham evoluído posteriormente de forma independente.

O relacionamento entre os gêneros *Hemichlora* e *Neurotrixa* foi bem suportado (Fig.12, Fig. 14, Fig. 23), contudo, não há muitos caracteres morfológicos evidentes que definam este relacionamento, à exceção da coloração geral amarelada (exceto *N. felsina*), os

segmentos abdominais metálicos, e o espessamento dos cílios no ápice do Tergito 7. A presença de coloração metálica é um estado comum dentre as linhagens de Muscinae e do grupo-*Brachygasterina*. Mas, muito menos comum é o estado de coloração metálica restrita aos tergitos abdominais, o que é observado neste clado em *P. chlorogaster*, *H. scordalus*, *N. marinoni* e *N. sulina*. Curiosamente, o gênero *Correntosia* discutido anteriormente como relacionado à *Palpibracus* e ao grupo-*Brachygasterina*, também apresenta este estado de caráter. Nas análises de Parcimônia, o compartilhamento destes estados citados acima, não foi capaz de aproximar *Hemichlora* e *Neurotrixa*.

O gênero monotípico *Hemichlora*, de uma forma superficial, lembra *Philornis* em diversos aspectos, mas principalmente no tamanho das espécies e a estrutura geral da cabeça. Sua classificação já foi aceita dentre os Cyrtoneurinae (Snyder 1954, Hennig 1965, Pont 1972), mas até pouco tempo estava dentre os Mydaeinae (Carvalho *et al.* 2005). Os autores Haseyama *et al.* (2015) posicionaram *Hemichlora* novamente dentre os Cyrtoneurinae, em um clado com os gêneros *Psilochaeta* e *Metopomyia*, semelhantemente com os resultados aqui observados. Na filogenia morfológica, *Hemichlora* apresentou posicionamento ambíguo, provavelmente ocasionado pelos comprimentos de ramo. Na EW (Fig. 10) aparece aninhado ao gênero *Neomuscina*. Na análise de IW (Fig. 9) aparece no clado C, em meio a espécies de *Phaonia* e *Helina*, formando um clado com as espécies *H. subreptitia* e *H. rufiguttata*. Uma ressalva quanto a estas duas últimas espécies citadas (*H. subreptitia* e *H. rufiguttata*), que anteriormente estavam no gênero *Xenothoracochaeta* (Cyrtoneurinae, *sensu* Snyder 1954). Um dos caracteres que suportou o relacionamento *Hemichlora*+*Xenothoracochaeta* foi a presença de cílios na região superior do anepímero. Particularmente, em um reexame deste caráter em *H. subreptitia* e *H. rufiguttata*, provavelmente não me levaria a considerar que fossem realmente homólogos àqueles observados em Cyrtoneurinae e Muscinae. *Xenothoracochaeta* atualmente está em sinonímia com *Helina*, e é a primeira vez que tem suas espécies testadas filogeneticamente, onde foram corroboradas em *Helina* confirmando a nova combinação proposta no catálogo mais recente da região Neotropical (Carvalho *et al.* 2005).

O gênero *Neurotrixa*, foi utilizado pela primeira vez em estudos de filogenia. O gênero apresenta distribuição restrita ao sul da América do Sul, e até pouco tempo atrás possuía apenas uma espécie descrita, *N. felsina*. Duas novas espécies de ocorrência restrita ao sul do Brasil foram descritas por Costacurta & Carvalho (2005), que além disto redescreveram o gênero. A atribuição das novas espécies ao gênero foi baseada no padrão de distribuição das cerdas catepisternais (2:2), e a forma geral do ovipositor, sem uma análise cladística. Algumas

diferenças gerais entre as espécies do gênero levavam à desconfiança de que este gênero não constituísse um grupo natural (Â., Zafalon-Silva constatação pessoal). No presente estudo, *Neurotrixa* teve amostragem das três espécies para todas as abordagens, e foi observado como grupo monofilético em todas as análises. O posicionamento do gênero variou frente os dados moleculares ou morfológicos, mas o posicionamento mais embasado para o posicionamento do gênero é dentre os Hemichlorini.

O gênero neotropical *Itatingamyia*, possui duas espécies descritas e algumas características peculiares (Albuquerque 1979, Haseyama & Carvalho 2011). Inicialmente a posição sistemática proposta para *Itatingamyia* foi dentre os Mydaeinae, com base na morfologia dos cercos da fêmea (Albuquerque 1979). Posteriormente, o gênero foi transferido para os Reinwardtiini (Carvalho & Couri 1993), e em outro momento aproximado do grupo-*Ochromusca* e *Charadrella* (Haseyama & Carvalho 2012a). O posicionamento do gênero voltou a ser discutido recentemente com base em dados moleculares (Haseyama *et al.* 2018), onde os autores foram capazes de posicionar o gênero na linhagem dos Cyrtoneurinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015). Contudo, em função do terminal disponível, *I. couriae* ser um *rogue* nas análises, não foi possível tecer maiores conclusões sobre seu relacionamento com outros gêneros da subfamília. Esta problemática observada em Haseyama *et al.* (2018) foi observada também neste estudo, em função das sequências de *I. couriae* aqui utilizadas serem as mesmas daquele trabalho. *Itatingamyia couriae* é um dos *rogues* que foi mantido na abordagem RLi (Fig. 12), onde formou um ramo grupo irmão do restante dos Cyrtoneurinae. Em resultados subótimos (RUn, Fig. 13), os dois terminais *rogue*, *Itatingamyia*+*Lophosceles* formaram um clado grupo irmão do restante dos Cyrtoneurini. Nas análises de Parcimônia, o gênero apresentou um posicionamento semelhante em ambas as pesagens, e foi posicionado sempre mais proximamente relacionado à gêneros de Hemichlorini, como *Philornis*, *Neomuscina* e *Metopomyia* (clado A, Fig. 9; clado B, Fig. 10). Ainda sobre o DNA, o teste de topologia também não foi capaz de indicar com significância estatística o posicionamento de *Itatingamyia*. Portanto, com base no resultado da filogenia morfológica, por sua vez também na de evidência total, e recaindo sobre a interpretação dos valores dos estimadores (Tabela 13), a indicação aqui sugerida é o posicionamento de *Itatingamyia* em Hemichlorini.

O gênero *Mulfordia* é um gênero neotropical com apenas três espécies descritas, e que possuem distribuição restrita à Bolívia e Peru. Originalmente foi posicionado em Phaoninae, e mais recentemente foi posicionado em Cyrtoneurinae (Carvalho *et al.* 2005, Couri & Fernandes 2014). A espécie tipo do gênero *M. ferruginea*, apresenta uma série de



características compartilhadas pelos Cyrtoneurinae, e inclusive apresenta machos dicópticos, caráter que é observado em Cyrtoneurini (grupo-*Ochromusca*, *Charadrella*) e em Hemichlorini (*Itatingamyia*), mas também em Eginini (*Eginia*, *Xenotachina*). Curiosamente, as outras duas espécies descritas em *Mulfordia* não apresentam machos dicópticos (Couri & Fernandes 2014). Além disto, um dos caracteres diagnósticos do gênero é a ausência da cerda pré-alar, que não é um caráter comum aos Cyrtoneurinae, mas de grupos mais apicais em Mydaeinae. Nas análises de Parcimônia, o posicionamento de *Mulfordia* foi dubio. Na abordagem EW (Fig. 10), foi posicionado em um clado com espécies de *Phaonia* e *Helina*, como grupo irmão das espécies antigo gênero *Xenothoracochaeta* (= *Helina*), relacionamento de proximidade já mencionado por Albuquerque & Lopes (1979). Já na abordagem IW (Fig. 9), apresentou um posicionamento mais interno no clado C-II no grado de Mydaeinae, como grupo irmão dos gêneros de Eginini. Este relacionamento foi suportado justamente pelos caracteres diagnósticos de *Mulfordia ferruginea*, machos dicópticos e ausência de pré-alar. Em nenhuma das duas abordagens foi posicionado dentre os Hemichlorini, mas na análise de evidência total o gênero foi posicionado nesta tribo, próximo à *Itatingamyia*, provavelmente em função do estado dicóptico do macho. Em razão da incerteza sobre o posicionamento de *Mulfordia*, se o gênero constitui uma unidade natural, na ausência de caracteres do ovipositor e de sequências de DNA, a decisão mais prudente é tratar *Mulfordia* como *incertae sedis*, até que mais dados possam ser analisados.

A próxima linhagem de Hemichlorini a ser discutida, na filogenia molecular é representada por *Muscina*, *Pseudoptilolepis*, *Chaetagenia*, *Synthesiomyia* e *Philornis* (Fig. 12, Fig. 14). Considerando a análise de evidência total, aliam-se aos supracitados, os gêneros *Calliphoroides* e *Passeromyia*. Curiosamente, neste clado estão vários gêneros que compartilham um aspecto biológico interessante, que é a formação de cocoon (Skidmore 1985). As larvas pós-alimentares formam uma estrutura protetora que envolve a pupa, construída com a aglutinação de detritos do substrato através de exsudatos secretados pela região oral, e em alguns casos através de fios de seda muito esparsos. Segundo Ferrar (1980) é uma característica comum em Reinwardtiini, e os gêneros deste clado que possuem o comportamento registrado são *Synthesiomyia*, *Philornis*, *Passeromyia* e *Muscina* (Skidmore 1985). Outra característica compartilhada por alguns gêneros deste clado é o parasitismo de aves, como observado nos gêneros *Passeromyia* (Pont 1974) e *Philornis* (Aitken, 1958, Hicks 1971, Couri 1999, Teixeira 1999). As larvas das espécies destes gêneros ocupam exatamente o mesmo nicho, mas em regiões biogeográficas distintas. O desenvolvimento das larvas ocorre obrigatoriamente nos ninhos de pássaros, e os hábitos variam desde saprofágico

especializado em remanescentes de ninhos, à ecto e endoparasitos sanguíneos de filhotes e adultos (Hicks 1971, Pont 1974, Couri 1999). *Passeromyia* é um gênero pequeno, com cinco espécies amplamente difundidas pelo velho mundo (Pont 1974) e não há maiores dúvidas a respeito de sua monofilia. O gênero *Philornis* apresenta alta diversidade, são aproximadamente 50 espécies (Couri & Carvalho 2003, Carvalho *et al.* 2005), com distribuição essencialmente neotropical, mas com ocorrência de apenas duas espécies no sul dos EUA (Dodge 1955, Couri & Carvalho 2003). *Philornis* não apresenta maiores dúvidas à respeito de sua monofilia também, sendo corroborada por estudos filogenéticos morfológicos (Couri & Carvalho 2003, Couri *et al.* 2007, Soares 2008) e pelas análises deste trabalho.

O estreito relacionamento entre *Passeromyia* e *Philornis* já foi tema de uma extensa discussão, no qual diversos autores propuseram diferentes aproximações com os gêneros *Synthesiomyia*, *Muscina*, *Fraserella*, *Phaonina*, *Hemichlora* e *Ochromusca* (Malloch 1925, 1928, Séguy 1937, Hardy 1937, Emden 1939, Townsend 1935, 1937, Emden 1965, Hennig 1965, Skidmore 1985, Couri & Carvalho 2003). Baseado na morfologia larval dos gêneros, Skidmore (1985) argumenta a favor de um relacionamento muito estreito, o que sugere um surgimento único para o hábito de parasitismo, pois como sustenta o autor, seria inconcebível que tantas similaridades entre *Passeromyia* e *Philornis* sejam meramente convergência, por que em nenhum outro grupo de Muscidae é observado o parasitismo de aves, com exceção de *Synthesiomyia* e *Muscina*, nos quais ocorrências em ninhos de aves são de natureza puramente casual. A suposição de que o hábito de parasitismo de aves tenha apenas um surgimento evolutivo não é suportado, pois o relacionamento de grupo irmão entre os gêneros não foi suportado por diferentes análises e estudos. Na abordagem IW, *Passeromyia* está posicionado no clado B (Fig. 9) com *Reinwardtia*, *Muscina*, *Synthesiomyia* e *Arthurella*. Na abordagem EW (Fig. 10), *Passeromyia* está em um clado com praticamente os mesmos gêneros que em IW, incluindo somente *Fraserella*, *Calliphoroides* e excluindo *Arthurella*. *Philornis* foi suportado em clados que estão um “nível” acima, mas no grado equivalente ao que poderia ser interpretado como a tribo Hemichlorini. Na análise cladística de Couri & Carvalho (2003), os autores utilizaram caracteres oriundos da biologia desta linhagem, como a formação de cocoon e o hábito parasitário de aves, ambos os gêneros foram recuperados no mesmo clado suportado pelo caráter de formação de cocoon, mas não formaram relacionamento de grupo irmão. Em abordagens moleculares anteriores, Kutty *et al.* (2014) e Haseyama *et al.* (2015) utilizaram *Passeromyia indecora* e a posicionaram dentre as linhagens de Cyrtoneurinae, mas como grupo irmão de *Eginia ocypterata* (Eginiini) e não proximamente de *Philornis*. O relacionamento entre *Passeromyia* e *Eginia* foi explicado como um provável artefato amostral

causado pelas sequências dos terminais. Aqui, tentando utilizar as mesmas sequências dos autores mencionados acima, *P. indecora* teve de ser excluída da análise molecular, não permitindo testar uma aproximação direta entre os gêneros. No entanto, foi possível apenas confirmar *Passeromyia* dentre os Hemichlorini por testes de topologia. O clado de *Philornis* formou um grupo irmão de *Synthesiomyia* (Fig. 14), que análise por evidência total (Fig. 23) foi expandido para a inclusão de *Calliphoroides* e *Passeromyia*. Os gêneros *Calliphoroides* e *Fraserella* encontram suporte para o relacionamento com os outros gêneros desta tribo nas análises de Parcimônia e em outros estudos com dados morfológicos (Couri & Carvalho 2003, Soares 2008).

Os gêneros *Synthesiomyia* e *Muscina*, são conhecidos pela sua ampla capacidade de ocupar os mais variados substratos em decomposição (Ferrar 1980, Skidmore 1985). O comportamento saprofágico das larvas em alguns casos também é observado em ninhos de pássaros como *Passeromyia* e *Philornis*, mas como mencionado anteriormente, de uma forma muito mais generalista e não especializada (Skidmore 1985). Fato interessante, que pode nos conceder um vislumbre sobre a evolução de um comportamento exclusivamente saprofágico, para um comportamento saprofágico especializado em ninhos de aves e posteriormente ecto e endoparasítico. Uma das evidências é que algumas espécies de *Philornis* e *Passeromyia* também são saprofágicas nos ninhos (Couri 1999, Kutty *et al.* 2014) e menos especializadas do que aquelas que causam miíases. Outra evidência, assim como *Muscina* e *Synthesiomyia* têm a capacidade de se desenvolver em carcaças de animais, a espécie *Passeromyia heterochaeta* apresenta a capacidade de continuar seu desenvolvimento mesmo que seu hospedeiro venha a morrer, uma plasticidade fenotípica revelando possíveis origens a partir de um ancestral saprófago. O hábito saprofágico foi identificado como o caráter ancestral dos muscídeos (Skidmore 1985, Kutty *et al.* 2014), então é plausível um caminho da saprofagia para o parasitismo em diferentes níveis. E embora, as evidências apontem para surgimentos independentes do parasitismo em aves, a associação com ninhos de aves de uma maneira mais abrangente, com certeza é mais antiga, e o mais provável é que tenha surgido exclusivamente nesta linhagem envolvendo os ancestrais de *Passeromyia*, *Philornis*, *Muscina* e *Synthesiomyia*.

*Neomuscina* é um gênero neotropical especioso (Pereira-Colavite & Carvalho 2012) e nunca teve sua monofilia testada, a qual era sugerida com certa desconfiança, devido a algumas espécies do gênero apresentar semelhanças superficiais com *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* (Snyder 1954, Couri & Pamplona 2000). Em todas as abordagens *Neomuscina* foi encontrado como um grupo natural, exceto na análise EW, na qual



*Hemichlora* foi aninhado, um provável artefato discutido anteriormente. Na abordagem molecular, apresentou suporte significativo (Fig. 12, Fig. 14) e na abordagem por evidência total, mesmo com várias espécies inseridas no gênero, o suporte se manteve significativo. Ao contrário da proximidade com *Cyrtoneurina* e *Cyrtoneuropsis* indicada acima, *Neomuscina* encontra suporte significativo dentre os Hemichlorini, assim como também observado nas análises de Parcimônia e evidência total (Fig. 23).

O clado de *Chaetagenia* + *Pseudoptilolepis* talvez seja um dos relacionamentos mais seguros de suporte em Muscidae. O suporte do clado contendo *Chaetagenia* e *Pseudoptilolepis* possui alto suporte em todas as abordagens, assim como o posicionamento deste clado dentre os Hemichlorini (Fig. 12, Fig. 14, Fig. 23). Em algumas análises *Chaetagenia stigmatica* foi recuperada dentre as espécies de *Pseudoptilolepis*, mas o suporte para estes ocorridos foi sempre baixo. *Pseudoptilolepis* apresenta caracteres que deixam poucas dúvidas a respeito de sua unidade natural (Schüehli & Carvalho 2005), e o relacionamento como grupo irmão do monotípico *Chaetagenia* já havia sido indicado em outras ocasiões (Lopes & Carvalho 1985, Schüehli & Carvalho 2005, Soares 2008, Haseyama *et al.* 2015), embora classificados em táxons distintos como Cyrtoneurinae e Azelinae, respectivamente (Couri & Lamas 1993, Carvalho *et al.* 2005). Contudo, considerar *Chaetagenia* como sinônimo de *Pseudoptilolepis* não é uma proposta adequada, já que *Chaetagenia* apresenta um conjunto de caracteres que permitem clara separação das espécies de *Pseudoptilolepis*.

#### 4.2.3 Subfamília Mydaeinae Verral

A subfamília Mydaeinae (*sensu* Haseyama *et al.* 2015) é uma linhagem que apresenta táxons extremamente diversos morfologicamente, além de gêneros muito especiosos, amplamente distribuídos, e que ainda suscitam algum debate sobre sua constituição como unidades naturais (i.e. *Helina*, *Phaonia*, *Dichaetomyia*, *Limnophora*, *Neodexiopsis*, entre outros) (Hennig 1965, Skidmore 1985, Couri & Carvalho 2002). Seguramente Mydaeinae é a subfamília que apresenta maior número de espécies em Muscidae. Uma das características biológicas amplamente compartilhada pelos táxons desta subfamília é a carnivoría obrigatória no estágio larval (Skidmore 1985), e em táxons como Limnophorini e Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005) a carnivoría obrigatória é o hábito tanto de larvas quanto de adultos. Além disto, ao considerar Egiinini como subordinada a esta linhagem, o parasitismo de Diplopoda é outra característica biológica única desta subfamília.

As propostas mais recentes com dados moleculares apontam para um bom suporte desta linhagem (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015), sendo elevada ao *status* de subfamília em Haseyama *et al.* (2015). Sem maiores diferenças de outros estudos com caracteres morfológicos (Carvalho 1989a, Couri & Carvalho 2003, Soares 2008), as análises de Parcimônia não foram capazes de agrupar de forma coesa os grupos de gênero que representaram Mydaeinae, mesmo com uma expansão da amostragem taxonômica. Em contrapartida, os resultados da análise molecular suportaram significativamente a constituição de Mydaeinae, mas nenhuma novidade em termos de relacionamento foi observada em relação aos estudos de base (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015), visto que nada foi acrescentado em termos de amostragem.

Alguns aspectos taxonômicos interessantes como *Rhynchomydaea* estar mais proximamente relacionado à *Graphomya*, do que qualquer outro táxon relativo à antiga subfamília Phaoninae (*sensu* Carvalho *et al.* 2005). Resultado que em conjunto ao posicionamento de *Prohardyia* em Cyrtoneurini, indicam que os gêneros orientais com carena facial (Pont 1969), não formam um grupo monofilético.

Os gêneros *Helina* e *Phaonia* são dois dos maiores gêneros de Muscidae, e consensualmente são reconhecidos como vários agrupamentos distintos, não monofiléticos. As espécies de *Phaonia* paleárticas não formam um grupo monofilético em Kutty *et al.* (2014), e ficam parafiléticas em relação às espécies de *Helina*. No presente estudo nas análises de Parcimônia resultados semelhantes foram observados, onde a espécie *P. angelicae* formou um clado com as espécies paleárticas de *Helina*, e as espécies de *Phaonia* neotropicais foram posicionadas em outro clado. Na análise de evidência total, *Helina* forma um clado com quase todas as espécies amostradas mais *Dolichophaonia* e GenA. Os terminais de *Phaonia* paleárticas e neotropicais ficaram com resolução parcial, com um ramo grupo irmão do restante, juntamente das espécies neotropicais de *Helina*. Aparentemente o componente biogeográfico indica certa coerência para um os grupos de espécies de *Helina* e *Phaonia*, desta forma estudos futuros de revisão das faunas são desejados, além de um amplo sequenciamento das espécies neotropicais destes gêneros.

O grupo de gêneros parasitos de Diplopoda foi agrupado em uma tribo exclusiva, Eginini, sendo a proposição da tribo em função do gênero paleártico e monotípico *Eginia* (McAlpine 1989), e posteriormente foram alocados *Syngamoptera* e *Xenotachina*, também paleárticos (Kutty *et al.* 2014). No passado as características peculiares apresentadas por Eginini levaram Hennig (1965, 1973) a considerar este grupo uma família à parte de Muscidae. Atualmente são definitivamente considerados muscídeos (McAlpine 1989,

Michelsen 2007) e a tribo posicionada antiga subfamília Phaoninae (*sensu* Hennig 1965). Os estudos de filogenia molecular mais recentes (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015) utilizaram *Eginia ocypterata* como terminal, mas seu posicionamento em Cyrtoneurinae, foi puramente um artefato amostral, como referido anteriormente. Neste sentido, a única fonte de informação filogenética remanescente sobre a tribo é a filogenia morfológica do presente estudo. Os gêneros de Eginini formaram um grupo monofilético em ambas as análises, e este clado foi sempre posicionado no grado de Mydaeinae. Na análise EW, Eginini apresentou relacionamento de grupo irmão com o grupo-*Ochromusca*+*Charadrella* (aqui considerado Cyrtoneurinae) (Fig. 10). Em IW, foi grupo irmão de *Mulfordia ferruginea* (Fig. 9). Em ambos os casos os relacionamentos foram sustentados primordialmente pelo estado homoplásico de macho dicóptico. O resultado geral confirma a monofilia de Eginini, mas o suporte para considerar este grupo de gêneros como uma tribo à parte é inconclusiva. Ainda, mesmo considerando os resultados das filogenias moleculares referentes à *E. ocypterata* um artefato amostral, nas análises de Parcimônia Eginini apresentou afinidade com táxons de referidos à Cyrtoneurinae, suscitando algum nível de dúvida acerca do posicionamento do grupo de gêneros na família. Contudo, com base na inspeção morfológica realizada nos exemplares, e os caracteres apresentados por estes, um relacionamento mais próximo à gêneros como *Helina* seria esperado. Com base na morfologia do ovipositor, o esperado seria relacionamentos mais próximos à *Gymnodia* e *Myospila*. Na análise de evidência total, Eginini apresenta um bom suporte em Mydaeinae. Nesta abordagem, Eginini está em um relacionamento de grupo irmão com *Souzalospesmyia*, um gênero neotropical de espécies relativamente raras e morfologia peculiar (Albuquerque 1951, Carvalho 1999), e que também apresentam machos dicópticos. Desta forma, é possível observar que o caráter relativo à distância dos olhos no macho, tem sido um fator preponderante no posicionamento de Eginini. A evolução deste caráter é interessante de ser investigado mais a fundo em estudos futuros.

Skidmore (1985) havia apontado que a diferenciação entre Mydaeinae e Limnophorini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005) seria arbitrária. No presente estudo este relacionamento entre os gêneros do antigo senso de Mydaeinae e Limnophorini, foi corroborado, mas em uma conformação um pouco diferenciada. *Rhynchomydaea* e *Graphomya* formam dois ramos basais grupo irmão do clado D (Fig 9). Este relacionamento é suportado por quatro homoplasias e uma sinapomorfia, que é o estado do Epiprocto reduzido no ovipositor. A forma geral do ovipositor das espécies desta linhagem é muito semelhante. Mas o estreitamento da relação entre *Graphomya* e *Limnophora* (núcleo de Limnophorini) como sugerido por

Skidmore (1985), não foi observada, nem mesmo nas filogenias moleculares. Na análise por evidência total (Fig. 23), houve uma reestruturação interna muito interessante nestes clados apicais de Mydaeinae. Os gêneros *Mydaea* e *Myospila* foram aproximados e posicionados na mesma linhagem com *Graphomya* e *Rhynchomydaea*, o que não aconteceu na filogenia molecular. Na linhagem grupo irmão, *Hebecnema* é posicionado em um ramo basal grupo irmão de Limnophorini+Coenosiini (*sensu* Carvalho *et al.* 2005), diferentemente do posicionamento em NRs (Fig. 14) que forma um ramo na base da subfamília. O gênero *Gymnodia* formou um clado com as espécies de Limnophorini, e foi recuperado monofilético, o que não havia sido observado na filogenia morfológica nem molecular. Como anteriormente discutido por Haseyama *et al.* (2015), embora a linhagem de Coenosiini possa ser identificada como grupo natural, Limnophorini foi observada parafilética, diferentemente do proposto em Couri & Pont (2000). Limnophorini é uma linhagem especiosa que necessita de estudos mais compreensivos, juntamente das linhagens relacionadas que possuem fortes indícios na morfologia de uma proximidade filogenética (i.e. *Gymnodia*, *Graphomya*, Coenosiini). Uma ampla amostragem genética nestes táxons se faz necessária, a fim de iluminar possíveis conflitos em relacionamentos suportados por caracteres convergentes, como observado em vários casos neste estudo.

#### 4.2.4 Subfamília Atherigoninae Fan

A subfamília Atherigoninae é constituída por apenas um gênero, *Atherigona*. O gênero apresenta uma diversidade de aproximadamente 200 espécies, e é originário do velho mundo, onde possui uma ampla distribuição (Pont 1986, Pont & Magpyo 1995). Em função de algumas espécies apresentarem um comportamento sinantrópico, estas espécies acabaram sendo introduzidas em outras regiões do globo (Pont 1986). O gênero apresenta dois subgêneros *Atherigona sensu stricto* e *Acritochaeta* que no presente estudo não formaram um grupo monofilético (RLi, Fig. 12), resultado que também foi indicado por Ribeiro *et al.* (2016). Algumas características peculiares aos subgêneros serviam de evidência para a sustentação da subdivisão, como as larvas de *Atherigona sensu stricto* serem pragas primárias de gramíneas, pois danificam os caules das plantas e se desenvolvem na matéria vegetal em decomposição, além dos machos adultos apresentarem uma modificação na terminália (processo trifoliado). Já as larvas de *Acritochaeta* são saprófagas generalistas, e em alguns casos predadoras facultativas, e os machos adultos não apresentam processo trifoliado na terminália. As evidências morfológicas e biológicas indicam uma subdivisão coerente do gênero, e apesar das indicações da filogenia molecular sobre a parafilia dos subgêneros, a amostragem aqui empregada é muito reduzida frente a diversidade do gênero. Portanto, uma amostragem molecular mais severa de ambos os subgêneros é necessária para testar as hipóteses de agrupamento.

A subfamília Atherigoninae é o táxon de maior nebulosidade quanto ao posicionamento em Muscidae no presente estudo. Inicialmente o posicionamento de Atherigoninae na análise RUn (Fig. 13), que foi considerada subótima posteriormente pelo BIC, encontrava respaldo na proposta de Carvalho (1989a), pois o táxon foi recuperado com bom suporte como grupo irmão do restante dos muscídeos. Em seguida, na abordagem RLi, Atherigoninae apresentou um posicionamento como grupo irmão de Mydaeinae, o que apresentou certo respaldo das análises de Parcimônia, em que *Atherigona* foi proximamente relacionado à *Souzalopesmyia*, e nas proposições de Hennig (1965) com *Atherigona* em Phaoniinae. Na abordagem NRs (Fig. 14), Atherigoninae apresentou posicionamento como grupo irmão de Cyrtoneurinae, o que encontrou certo respaldo nos estudos de base (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015), em que *Atherigona* é posicionado em Cyrtoneurinae, e em Skidmore (1985) que sugeriu certa afinidade de *Atherigona* com os táxons da tribo Hemichlorini do presente estudo. Em RLi e NRs, o suporte de ramo para o relacionamento de grupo irmão foi sempre baixo, mas o suporte de ramo para o clado que contém as três

linhagens Atherigoninae, Cyrtoneurinae e Mydaeinae, é significativo em ambas as abordagens. Resultado que *per se* indica que a subfamília é mais próxima dos táxons apicais, do que basais. A manutenção do status de Atherigoninae como subfamília, se dá pelo teste de topologia ter refutado os terminais de *Atherigona* aninhados a Cyrtoneurinae ou aninhados à Mydaeinae, indicando que representam uma linhagem independente. Recaindo sobre a interpretação do teste de topologia, na abordagem sem *rogues*, o melhor índice de verossimilhança apontou para um relacionamento mais provável entre Atherigoninae e Mydaeinae.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com base nos resultados, não foi possível estabelecer hipóteses de relacionamento satisfatórias utilizando caracteres morfológicos sob Parcimônia, principalmente em níveis supraespecíficos mais altos, como subfamília e tribo. Mas, relacionamentos entre gêneros muito próximos foram relativamente bem resolvidos. Portanto, o indicativo é que caracteres morfológicos sob Parcimônia possuem o sucesso condicionado ao nível taxonômico em estudo, e se o táxon alvo apresenta taxas evolutivas relativamente constantes.

O aumento da amostragem molecular (terminais e marcadores) permitiu uma estruturação crucial da melhor hipótese (Máxima Verossilhança), possibilitando estimativas de suporte de ramo significativas em clados que não foram suportados em outros estudos (Kutty *et al.* 2014, Haseyama *et al.* 2015).

A proporção geral de dados ausentes na filogenia molecular, não foi deletéria para os principais relacionamentos, e os suportes de ramo foram significativos para a maioria dos clados do grupo interno.

A estruturação dos nós internos, na árvore de Máxima Verossilhança, foi realizada principalmente pelos marcadores dos genes 28S e CAD. Portanto, são altamente recomendáveis para estudos filogenéticos de Muscidae. Em contrapartida, o marcador do gene mitocondrial COI, apresentou a pior resolução para qualquer relacionamento após as filtrações.

A abordagem por evidência total permitiu que os caracteres morfológicos fossem capazes de estabelecer relacionamentos, que a amostragem taxonômica da matriz de dados moleculares não permitiu. Desta forma, a estratégia de amostragem total em poucos terminais chave, combinada com a amostragem parcial baseada em caracteres morfológicos para o restante dos terminais, pode ser empregada com níveis razoáveis de sucesso.

As principais indicações taxonômicas do presente estudo são:

A subfamília Muscinae possui duas tribos, Muscini e Azeliini.

Em Muscini estão os gêneros: *Biopyrellia*, *Eudasyphora*, *Haematobia*, *Mesembrina*, *Morellia*, *Musca*, *Neivamyia*, *Neomyia*, *Polietes*, *Polietina*, *Rhinomusca*, *Sarcopromusca* e *Stomoxys*.

Em Azeliini estão: *Achanthiptera*, *Australophyra*, *Azelia*, *Drymeia*, *Hydrotaea*, *Huckettomyia*, *Micropotamia*, *Potamia* e *Thricops*.

A subfamília Cyrtoneurinae possui duas tribos, Cyrtoneurini e Hemichlorini *sensu novum*.

Em Cyrtoneurini estão os gêneros *Aethiopomyia*, *Alluaudinella*, *Cariocamyia*, *Charadrella*, *Chortinus*, *Cyrtoneurina* (*Cyrtoneurina*, *Cyrtoneuropsis*, *Scutellomusca*), *Neomusciniopsis*, *Ochromusca* e *Prohardyia*.

Em Hemichlorini *sensu novum* estão os gêneros *Arthurella*, *Brachygasterina*, *Calliphoroides*, *Chaetagenia*, *Dalcyella*, *Hemichlora*, *Itatingamyia*, *Metopomyia*, *Muscina*, *Neomuscina*, *Neurotrixa*, *Passeromyia*, *Philornis*, *Pseudoptilolepis*, *Psilochaeta* e *Synthesiomyia*.

Na subfamília Mydaeinae estão: *Bithoracochaeta*, *Coenosia*, *Dichaetomyia*, *Dolichophaonia*, *Eginia*, GenA, *Graphomya*, *Gymnodia*, *Hebecnema*, *Helina*, *Limnophora*, *Lispe*, *Lispocephala*, *Mydaea*, *Myospila*, *Neodexiopsis*, *Orchisia*, *Phaonia*, *Rhynchomydaea*, *Souzalopesmyia*, *Syllimnophora*, *Syngamoptera*, *Xenotachina*.

A subfamília Atherigoninae é constituída pelo gênero *Atherigona*.

Os gêneros *incertae sedis* são: *Correntosia*, *Fraserella*, *Mulfordia*, *Palpibracus* e *Reinwardtia*



## REFERÊNCIAS

- Aberer, A.J.; Krompass, D.; Stamatakis, A. 2013. Pruning Rogue Taxa Improves Phylogenetic Accuracy: An Efficient Algorithm and Webservice. *Systematic Biology* 62, 162–166.
- Aitken, T.H.G.; Downs, W.G.; Anderson, C.R. 1958. Parasitic *Philornis* flies as possible sources of Arbor Virus infections (Diptera, Anthomyidae). *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine* 99, 635–637.
- Albuquerque, D.O. 1951. Sobre um gênero e duas espécies novas de “*Phaoniinae*” neotropical (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Biologia* 11, 53–57.
- Albuquerque, D.O. 1954a. Um gênero e uma espécie nova de Phaoninae do Brasil (Diptera-Muscidae). *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 26, 323–326.
- Albuquerque, D.O. 1954b. Sobre um gênero novo de Phaoniinae do Chile e notas sobre *Steinella fuscinervis* (Macquart) (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 1, 151–158.
- Albuquerque, D.O. 1979. Algumas notas sobre Muscidae neotropicais e descrição de um gênero e uma espécie nova (Diptera). *Revista Brasileira de Biologia* 39, 323–326.
- Albuquerque, D.O., Lopes, S.M.R. 1979. Estudos sobre o gênero *Xenothoracochaeta* Malloch, 1921 com descrição de uma espécie nova (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Biologia* 39, 519–524.
- Albuquerque, D.O.; Lopes, S.M.R. 1982. Estudo sobre *Neomusciniopsis*, gen.n., com descrição de duas espécies novas (Diptera, Muscidae, Mydaeinae). *Revista Brasileira de Entomologia* 26, 55–59.
- Albuquerque, D.O.; Lopes, S.M.R. (1983. Redescricao de *Chortinus bequaerti* Aldrich, 1932 (Diptera-Muscidae-Cyrtoneurinae). *Revista Brasileira de Biologia* 43, 191–194.
- Anisimova, M.; Gascuel, O. 2006. Approximate likelihood-ratio test for branches: A fast, accurate, and powerful alternative. *Systematic Biology* 55, 539–552.

- Anisimova, M.; Gil, M.; Dufayard, J.F.; Dessimoz, C.; Gascuel, O. 2011. Survey of branch support methods demonstrates accuracy, power, and robustness of fast likelihood-based approximation schemes. *Systematic Biology* 60, 685–99.
- Barbosa, L.S. 2010. Análise Cladística de Limnophorini Villeneuve, 1902 (Diptera, Muscidae, Coenosini). Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro.
- Berger, S.A.; Stamatakis, A.; Lücking, R. 2011. Morphology-based phylogenetic binning of the lichen genera *Graphis* and *Allographa* (Ascomycota: Graphidaceae) using molecular site weight calibration. *Taxon* 60, 1450–1457.
- Brazeau, M. D. 2011. Problematic character coding methods in morphology and their effects. *Biological Journal of the Linnean Society* 104, 489–498.
- Bull, J.J.; Huelsenbeck, J.P.; Cunningham, C.W.; Swofford, D.L.; Waddell, P.J. 1993. Partitioning and combining data in phylogenetic analysis. *Systematic Biology* 42, 384–397.
- Carvalho, C.J.B. de. 1985. Descrição de *Charadrella albuquerquei*, sp.n. (Diptera, Muscidae, Cyrtoneurini) da Amazônia, Brasil e chave para as espécies do gênero. *Revista Brasileira de Entomologia* 29, 379–381.
- Carvalho, C.J.B. de. 1989a. Classificação de Muscidae (Diptera): uma proposta através da análise cladística. *Revista Brasileira de Zoologia* 6, 627–648.
- Carvalho, C.J.B. de. 1989b. Revisão dos gêneros sul-americanos: *Brachygasterina* Macquart e *Correntosia* Malloch (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 6, 473–484.
- Carvalho, C.J.B. de. 1999. Revision, cladistics and biogeography of the Neotropical genus *Souzalopesmyia* Albuquerque (Diptera, Muscidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 101, 123–137.
- Carvalho, C.J.B. de; Couri, M.S.; Pont, A.C.; Pamplona, D.; Lopes, S.M. 1993. Part II. Muscidae. In: Carvalho, C.J.B. de (Ed.), *A catalogue of the Fanniidae and Muscidae (Diptera) of the Neotropical region*. Sociedade Brasileira de Entomologia, São Paulo, 201 pp.
- Carvalho, C.J.B. de; Couri, M.S.; Pont, A.C.; Pamplona, D.; Lopes, S.M. 2005. A Catalogue of the Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region. *Zootaxa* 860, 1–282.

- Castresana, J. 2000. Selection of conserved blocks from multiple alignments for their use in phylogenetic analysis. *Molecular Biology and Evolution* 17, 540–552.
- Castresana, J. 2007. Topological variation in single-gene phylogenetic trees *Genome Biology* 216, 1–4
- Chippindale, P.T.; Wiens J.J. 1994. Weighting, partitioning, and combining characters in phylogenetic analysis. *Systematic Biology* 43, 278–287.
- Clarke, J.A.; Middleton, K.M. 2008. Mosaicism, modules, and the evolution of birds: results from a Bayesian approach to the study of morphological evolution using discrete character data. *Systematic Biology* 57, 185–201.
- Clarke, J.A.; Zhou, Z.; Zhang, F. 2006.. Insight into the evolution of avian flight from a new clade of Early Cretaceous ornithurines from China and the morphology of *Yixianornis grabaui*. *Journal of. Anatomy* 208, 287–308.
- Collin, J. E., 1948. On the classification of the genera allied to *Musca* L. (Dipt.). *Proceedings of the Royal Entomological Society of London* 17, 125–127.
- Costacurta, N.C.; Carvalho, C.J.B. de. 2005. Taxonomy of *Neurotrixa* Shannon e Del Ponte (Diptera: Muscidae) with description of new species from southern Brazil. *Neotropical Entomology* 34, 927–932.
- Cotton, J. A.; Wilkinson, M. 2008. Quantifying the potential utility of phylogenetic characters. *Taxon* 57, 131–136.
- Couri, M.S.; Carvalho, C.J.B. de. 2003. Systematic relations among *Philornis* Meinert, *Passeromyia* Rodhain & Villeneuve and allied genera (Diptera, Muscidae). *Brazilian Journal of Biology* 63, 223–232.
- Couri, M.S. & Carvalho, C.J.B. de. 1992 Sobre a identidade de *Hemixanthomyia marginata* Albuquerque 1954 e considerações sobre a posição sistemática de *Scutellomusca* Townsend, 1931(Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Biologia* 52, 93–97.
- Couri, M.S.; Lamas, C.J.E. 1993 O gênero *Chaetagenia* Malloch, 1928: sinonímias, posição sistemática e redescrição de *C. stigmatica* Malloch (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 37, 101–106

- Couri, M.S.; Pamplona, D.M. 2000 Posição sistemática de quatro espécies de *Cyrtoneurina* Giglio-Tos (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 17, 1069–1078.
- Couri, M.S.; Penny, N.D. 2007. Redescription and additional records of *Arthurella* Albuquerque (Diptera: Muscidae: Cyrtoneurinae). *Proceedings of the California Academy of Sciences* 58, 99–103.
- Couri, M.S.; Pont, A.C. 2000. Cladistic analysis of Coenosiini (Diptera: Muscidae: Coenosiinae). *Systematic Entomology* 25, 373–392.
- Couri, M.S. 1999 Myiasis caused by obligatory parasites. 1a. *Philornis* Meinert (Muscidae). Guimarães, J. H.; Papavero, N. Myiasis in man and animals in the Neotropical region – Biographic database. Plêiade/FAPESP, São Paulo, pp. 51–70.
- Couri, M.S., de Carvalho, C.J.B., Löwenberg-Neto, P., 2007. Phylogeny of *Philornis* Meinert species (Diptera: Muscidae). *Zootaxa* 1530, 19–26.
- Couri, M.S., Marques, B.; Gonçalves, D. 2002. Posição sistemática de *Neomusciniopsis* Albuquerque & Lopes e identidade das espécies (Diptera, Muscidae). *Boletim do Museu Nacional. Nova série, Zoologia*, 475, 1–4
- Couri, M.S.; Carvalho, C.J.B. de. 2002. Part II. Apical groups. 133–286. in: Carvalho, C.J.B. (ed.). *Muscidae (Diptera) of Neotropical region: Taxonomy*. Editora Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 287p.
- Couri, M. S.; Fernandes, J. M. 2014. Revision of the Neotropical genus *Mulfordia* Malloch (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 58, 229–234.
- Cumming, J.M.; Wood, D. M. 2009. Adult morphology and terminology. In: Brown, B.V.; Borkent, A.; Cumming, J.M.; Wood, D.M.; Woodley, N. G.; Zumbado, M.A. 2009 *Manual of Central American Diptera* vol. 1. Ottawa. p. 9–49.
- Cummings, M.A.; Moon, R.D.; Krafur, E.S. 2005. North American face flies Old World origins: mitochondrial evidence. *Medical and Veterinary Entomology* 19, 48–52.
- D’Almeida, J.M. 1994. Ovipositional substrates used by Calyptratae Diptera in Tijuca forest, Rio de Janeiro. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 89, 261–264.

- Carvalho, C.J.B. de; Haseyama, K.L.F. 2018. A new species of *Polietina* (Diptera: Muscidae) from South America, with an updated phylogeny of the genus and a review of species' identity in GenBank. *Zootaxa* 4407, 415–426.
- De Queiroz, A.; Donoghue, M.J.; Kim, J. 1995. Separate versus combined analysis of phylogenetic evidence. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 26, 657–681.
- Hoang, D.T.; Chernomor, O.; Haeseler, A.; Minh, B.Q.; Vinh, L.S. 2018. UFBoot2: Improving the Ultrafast Bootstrap Approximation. *Molecular Biology and Evolution* 35, 518–522.
- Dodge, H.R. 1955. New muscid flies from Florida and the West Indies (Diptera: Muscidae). *Florida Entomologist* 38, 147–151.
- Don, R.H.; Cox, P.T.; Wainwright, B.J.; Baker, K.; Mattick, J.S. 1991 ‘Touchdown’ PCR to circumvent spurious priming during gene amplification. *Nucleic Acids Research* 19, 4008.
- Dsouli, N.; Delsuc, F.; Michaux, J.; Stordeur, E. de; Couloux, A.; Veuille, M.; Duvallet, G. 2011. Phylogenetic analyses of mitochondrial & nuclear data in haematophagous flies support the paraphyly of the genus *Stomoxys* (Diptera: Muscidae). *Infection, Genetics and Evolution* 11, 663–70.
- Eernisse, D; Kluge, A.G. 1993. Taxonomic congruence versus total evidence, and amniote phylogeny inferred from fossils, molecules, and morphology. *Molecular Biology and Evolution* 10, 1170–1195.
- Efron, B. 1979. Bootstrap methods: another look at the jackknife. *Annals of Statistic* 7, 1–26.
- Emden, F.I.van, 1939. Muscidae: A. – Muscinae and Stomoxydinae. *Ruwenzori Expedition 1934–1935, 2. British Museum (Natural History), London*, pp. 49–89.
- Emden, F.I.van, 1965. The Fauna of India and the adjacent countries. *Diptera*, 7, Muscidae, part 1 Government of India, Delhi, pp. 647.
- Emiliano, P.C. 2009. Fundamentos e aplicações dos critérios de informação: Akaike e Bayesiano. *Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Lavras*.
- Farris, J., 1983. The logical basis of phylogenetic analysis. In: Platnick, N., Funk, V. (Eds.), *Advances in Cladistics II. Columbia University Press, New York, NY*, pp. 7–36.
- Farris, J.S. 2008. Parsimony and explanatory power. *Cladistics* 15, 199–204.
- Felsenstein, J. 1978. Cases in which parsimony or compatibility methods will be positively misleading. *Systematic Zoology*, 27 401–410.
- Felsenstein, J. 1985. Confidence limits on phylogenies: an approach using the bootstrap. *Evolution (NY)* 39,783–791.

- Felsenstein, J., 2004. *Inferring Phylogenies*. Sinauer Associates, Sunderland, MA.
- Ferrar, P., 1979. The immature stages of dung-breeding muscoid flies in Australia, with notes on the species, and keys to larvae and puparia. *Australian Journal of Zoology Supplementary Series*. 73, 1–106.
- Ferrar, P. 1980. Cocoon formation by Muscidae (Diptera). *Australian Journal of Entomology* 19, 171–174.
- Fitch, W. N. 1971. Toward defining the course of evolution: minimum change for a specified tree topology. *Systematic Zoology* 20, 406–416.
- Folmer O, Black M, Hoeh W, Lutz R, Vrijenhoek R (1994) DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular Marine Biology and Biotechnology* 3, 294–299.
- Gatesy, J. and Baker, R. H. 2005. Hidden likelihood support in genomic data: can forty-five wrongs make a right? – *Systematic Biology* 54, 483–492.
- Gibson, J.F., Kelso, S., Jackson, M.D., Kits, J.H., Miranda, G.F.G., Skevington, J.H. 2011. Diptera-specific polymerase chain reaction amplification primers of use in molecular phylogenetic research. *Annals of the Entomological Society of America* 74, 976–997.
- Giribet, G. 2010. A new dimension in combining data? The use of morphology and phylogenomic data in metazoan systematics. *Acta Zoologica*, 91, 11–19.
- Giribet, G. 2002. Current advances in the phylogenetic reconstruction of metazoan evolution. A new paradigm for the Cambrian explosion? – *Molecular Phylogenetics and Evolution* 24, 345–357.
- Girschner, E., 1894. Beitrag zur Systematik der Musciden. *Berlin Entomologische Zeitschrift* 38, 297–312.
- Goloboff, P. A. 1993. Estimating character weights during tree search. *Cladistics* 9, 83–91.
- Goloboff, P. A. 1999. Analyzing Large Data Sets in Reasonable Times: Solutions for Composite Optima. *Cladistics* 15, 415–428.
- Goloboff, P. A.; Catalano, S. A. 2016. TNT version 1.5, including a full implementation of phylogenetic morphometrics. *Cladistics*, 32, 221–238.
- Goloboff, P. A.; Torres, A.; Arias, J. S. 2017. Weighted parsimony outperforms other methods of phylogenetic inference under models appropriate for morphology. *Cladistics* 0, 1–31.
- Grzywacz, A.; Hall, M.J.R.; Pape, T.; Szpila, K. 2017. Muscidae (Diptera) of forensic importance-an identification key to third instar larvae of the western Palearctic

- region and a catalogue of the muscid carrion community. *International Journal of Legal Medicine* 131, 855–866.
- Guindon, S.; Dufayard, J-F.; Lefort, V.; Anisimova, M.; Hordijk, W.; Gascuel, O. 2010 . New algorithms and methods to estimate maximum-likelihood phylogenies: assessing the performance of PhyML 3.0 . *Systematic Biology* 59, 307–321.
- Hall, T.A. 1999. BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series*, 41, 95–98.
- Hall, T.A. 2013. BioEdit v7.2.5, Ibis Biosciences, An Abbott company.
- Hardy, G. H. 1937. Notes on Australian Muscoidea, II. Subfamily Muscinae. *Proceedings of Royal Society of Queensland* 48, 22–29.
- Harrison L.B.; Larsson H.C.E. (2015). Among-character rate variation distributions in phylogenetic analysis of discrete morphological characters. *Syst. Biol.* 64,307–324.
- Haseyama KLF, Wiegmann BM, Almeida EAB; Carvalho CJB. 2015. Say goodbye to tribes in the new house fly classification: a new molecular phylogenetic analysis and an updated biogeographical narrative for the Muscidae (Diptera). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 89,1–12.
- Haseyama, K.L.F., Carvalho, C.J.B. de. 2012a. Taxonomy and phylogeny of the Neotropical genus *Charadrella* Wulp (Diptera, Muscidae). *Invertebrate Systematics* 26, 399–416.
- Haseyama, K.L.F., Carvalho, C.J.B. de. 2012b. A new species of *Cyrtoneuropsis* (Diptera: Muscidae) with considerations on the phylogeny of the genus. *Zoologia* 29, 549–556.
- Haseyama, K.L.F., de Carvalho, C.J.B., 2011. A new species of the Neotropical genus *Itatingamyia* Albuquerque (Diptera: Muscidae). *Zootaxa* 2912, 61–65.
- Haseyama, K.L.F., Carvalho, C.J.B., Zafalon-Silva, Â, Kirst, F.D. 2018. New systematic position of *Itatingamyia* Albuquerque (Diptera, Muscidae) based on molecular evidence, and description of the female of *I. couriae*. *Revista Brasileira de Entomologia* (Manuscript no prelo).
- Hennig W, 1973. Ordnung Diptera (Zweiflügler). In: *Handbuch der Zoologie. Eine Naturgeschichte der Stämme des Tierreiches. IV. Band: Arthropoda – 2. Hälfte: Insecta. 2. Teil: Spezielles.* De Gruyter, Berlin and New York, pp. 1–337.
- Hennig W. 1955–1964. Family Muscidae. In: Lindner, E. (Ed.), *Die Fliegen der Paläarktischen Region*, 63b. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, pp. 1110.
- Hennig W. 1965. Vorarbeiten zu einem phylogenetischen System der Muscidae (Diptera: Cyclororrapha). *Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde* 141, 1–100



- Herting B. 1957. Das weibliche Postabdomen der calyptraten Fliegen (Diptera) und sein Merkmalswert für die Systematik der Gruppe. *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere* 45, 429–461.
- Hicks E.A. 1971 Check-list and bibliography on the occurrence of insects in birds' nests. Supplement II. *Iowa State Journal of Science* 46, 122–338.
- Hidetoshi Shimodaira; An Approximately Unbiased Test of Phylogenetic Tree Selection, *Systematic Biology* 51, 492–508.
- Huelsenbeck J.P., Bull J.J. and Cunningham C.W. 1996. Combining data in phylogenetic analysis. *Trends in Ecology and Evolution* 11, 152–158.
- Jukes, T.H.; Cantor, C.R. 1969. Evolution of protein molecules. In Munro, H.N. (ed.) *Mammalian Protein Metabolism*, Academic Press, New York. pp. 21–132.
- Junqueira, A.C.M.; Azeredo-Spin, A.M.L.; Paulo, D.F.; Marinho, M.A.T.; Tomsho, L.P.; Drautz-Moses, D.I.; Purbojati, R.W.; Ratan, A.; Schuster, S.C. 2016. Large-scale mitogenomics enables insights into Schizophora (Diptera) radiation and population diversity. *Scientific Reports* 6, 21762.
- Kalyaanamoorthy, S.; Minh, B.Q.; Wong, T.K.F.; Haeseler, A. von; Jermin, L.S. 2017. ModelFinder: fast model selection for accurate phylogenetic estimates. *Nature Methods* 14, 587–589.
- Katoh, K.; Rozewicki, J.; Yamada, K.D. 2017. MAFFT online service: multiple sequence alignment, interactive sequence choice and visualization. *Briefings in Bioinformatics*, 1–7.
- Kishino, H.; Hasegawa, M. 1989. Evaluation of the maximum-likelihood estimate of the evolution-ary tree topologies from DNA sequence data, and the branching order in Hominoidea. *Journal of Molecular Evolution* 29, 170– 179.
- Kishino, H.; Miyata, T.; Hasegawa, M. 1990. Maximum likelihood inference of protein phylogeny and the origin of chloroplasts . *Journal of Molecular Evolution* 31, 151 – 160.
- Kluge, A.G. 1989. A concern for evidence, and a phylogenetic hypothesis of relationships among Epicrates (Boidae, Serpentes). *Systematic Zoology* 38, 7–25.
- Kluge, A.G. 2004. On total evidence: for the record. *Cladistics* 20, 205–207.
- Korbie, D.J.; Mattick, J.S. 2008. Touchdown PCR for increased specificity and sensitivity in PCR amplification. *Nature Protocols* 3, 1452–1456.
- Kumar, S.; Stecher, G.; Tamura, K. 2016. MEGA7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0 for Bigger Datasets. *Molecular Biology and Evolution* 33, 1870–1874.



- Kutty, S.N.; Pape, T.; Pont, A.; Wiegmann, B.M.; Meier, R. 2008. The Muscoidea (Diptera: Calyptratae) are paraphyletic: evidence from four mitochondrial and four nuclear genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 49, 639–652.
- Kutty, S.N.; Pape, T.; Wiegmann, B.M.; Meier, R. 2010. Molecular phylogeny of the Calyptratae (Diptera: Cyclorrhapha) with an emphasis on the superfamily Oestroidea and the position of Mystacinobiidae and McAlpine's fly. *Systematic Entomology* 35, 614–635.
- Kutty, S.N.; Pont, A.C.; Meier, R.; Pape, T. 2014. Complete tribal sampling reveals basal split in Muscidae (Diptera), confirms saprophagy as ancestral feeding mode, and reveals an evolutionary correlation between instar numbers and carnivory. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 78, 349–364.
- Lanfear, R.; Frandsen, P.B.; Wright, A.M.; Senfeld, T.; Calcott, B. 2017. PartitionFinder 2: New methods for selecting partitioned models of evolution for molecular and morphological phylogenetic analyses. *Molecular Biology and Evolution* 34, 772–773.
- Lewis, P.O. 2001. A likelihood approach to estimating phylogeny from discrete morphological character data. *Systematic Biology* 50, 913–925.
- Lopes, S.M.; Carvalho, C.J.B. de 1985. Considerações sobre *Pseudoptiloleps* [sic] Snyder, 1949 com descrição do macho de *P. nudapleura* Snyder, 1949 (Diptera, Muscidae, Cyrtoneurinae). *Revista Brasileira de Biologia* 45, 55–62.
- Malloch, J.R. 1925. Exotic Muscaridae (Diptera).- XVI. *Annals and Magazine of Natural History* 16, 81–100.
- Malloch, J. R. 1928. Fauna sumatrensis (Beitra Nr. 56). Family Muscidae (Dipt.). *Ent. Mitt.*, 17, 290–303, 310–336.
- Maronna, M.M.; Miranda, T.P.; Peña-Cantero, Á.L.; Barbeitos, M.S.; Marques, A.C. 2016. Towards a phylogenetic classification of Leptothecata (Cnidaria, Hydrozoa). *Scientific Reports* 6, 18075, 1–23.
- Marquez, J.C.; Cummings, M.A.; Kafsur, E.S. 2007. Phylogeography of stable fly (Diptera: Muscidae) estimated by diversity at ribosomal 16S and Cytochrome Oxidase I mitochondrial genes. *Journal of Medical Entomology* 44, 998–1008.
- McAlpine, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. In: McAlpine, J.F.; Wood, D.M. (Eds.) *Manual of Nearctic Diptera Volume 3*. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, pp. 1382–1391.
- Michelsen, V. 1991. Revision of the aberrant New World genus *Coenosopsia* (Diptera: Anthomyiidae) with a discussion of anthomyiid relationships. *Systematic Entomology* 16, 85–104.

- Michelsen, V. 2007. *Eginia ocypterata* (Meigen) (Diptera: Muscidae), an overlooked West Palaearctic parasitoid of Diplopoda, with an update of its known occurrence in Europe. *Studia Dipterologica* 13, 361–376.
- Mickevich, M. F. 1978. Taxonomic congruence. *Systematic Zoology* 27, 143–158.
- Miller, M.A.; Pfeiffer, W.; Schwartz, T. 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. 2010 Gatew. Comput. Environ. Work. GCE 2010
- Minh, B.Q.; Nguyen, M.A.T.; Haeseler, A. 2013. Ultrafast approximation for phylogenetic bootstrap. *Molecular Biology and Evolution* 30, 1188–1195.
- Miyamoto, M. M. 1985. Consensus cladograms and general classifications. *Cladistics* 1, 186–189
- Ness, R.W.; Graham, S.W.; Barrett, S.C. 2011. Reconciling gene and genome duplication events: using multiple nuclear gene families to infer the phylogeny of the aquatic plant family Pontederiaceae. *Molecular Biology and Evolution* 28, 09–18.
- Nguyen, L.-T.; Schmidt, H.A.; Haeseler, A. von; Minh, B.Q. 2015. IQ-TREE: a fast and effective stochastic algorithm for estimating maximum-likelihood phylogenies. *Molecular Biology and Evolution* 32, 268–274.
- Nihei, S.S.; Carvalho, C.J.B. de. 2007. Phylogeny and classification of Muscini (Diptera, Muscidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 149, 493–532.
- Nixon, K.C. 2002. WinClada ver. 1.00. 08, Ithaca, NY.
- Nixon, K. C.; Carpenter, J. M. 1993. On outgroups. *Cladistics* 9, 413–426.
- Nixon, K.C.; Carpenter, J.M. 1996. On simultaneous analysis. *Cladistics* 12, 221–241.
- Nylander, J.A.A.; Roquist, F.; Huelsenbeck, J.P.; Nieves-Aldrey, J.L. 2004. Bayesian phylogenetic analysis of combined data. *Systematic Biology* 53, 47–67.
- O'Reilly, J.; Puttick, M.; Parry, L.; Tanner, A.; Tarver, J.; Fleming, J.; Pisani, D.; Donoghue, P. 2016. Bayesian methods outperform parsimony but at the expense of precision in the estimation of phylogeny from discrete morphological data. *Biology Letters* 12, 1–5.
- Oliveira, M.T.; Barau, J.G.; Martins-Junqueira, A.C.; Feijão, P.C.; Rosa, A.C.; Abreu, C.F.; Azeredo-Espin, A.M.; Lessinger, A.C. 2008. Structure and evolution of the mitochondrial genomes of *Haematobia irritans* and *Stomoxys calcitrans*: the Muscidae (Diptera: Calyptratae) perspective. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 48, 850–857.
- Osten-Sacken, C.R. 1881. An essay of comparative chaetotaxy, or the arrangement of characteristic bristles of Diptera. *Mitteilungen der Münchner Entomologischen Gesellschaft* 5, 121–138.

- Pamplona, D.M.; Couri, M.S. 1997. Revalidação de *Chortinus* Aldrich e considerações sobre *C. bequaerti* Aldrich com descrição da terminália masculina (Diptera, Muscidae, Cyrtoneurinae). *Revista Brasileira de Zoologia* 14, 539–542.
- Pamplona, D.M. 1999. Nova caracterização de *Cyrtoneurina* Giglio-Tos, 1893 e descrição de *Paracyrtoneurina* gen. nov. (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 43, 9–24.
- Patitucci, L.D.; Mariluis, J.C.; Aballay, F.H. 2011. A new species of the South American genus *Arthurella* Albuquerque (Diptera: Muscidae), with a key to species and new records. *Zootaxa* 2810, 56–62.
- Pereira-Colavite, A.; Carvalho, C.J.B. de. 2012. Taxonomy of *Neomuscina* Townsend (Diptera, Muscidae) from Brazil. *Zootaxa* 3504, 1–55.
- Pinna, M.C.C. de. 1991. Concepts and tests of homology in the cladistic paradigm. *Cladistics* 7, 367–394.
- Pont, A. 1969. Studies on Australian Muscidae (Diptera) III. A revision of the genera with a facial carina. *Australian Journal of Zoology* 17, 919–960.
- Pont, A.C. 1972. Family Muscidae. In: Papavero, N. (Ed.), *A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States*. Universidade da São Paulo, Brazil, Museu de Zoologia, p. 1–111.
- Pont, A. C. 1974. A revision of the genus *Passeromyia* Rodhain & Villeneuve (Diptera, Muscidae). *Bulletin of the British Museum (Natural History)* 30, 339–372.
- Pont, A.C. 1986. Studies on the Australian Muscidae (Diptera). VII. The genus *Atherigona* Rondani. *Australian Journal of Zoology, Supplementary Series* 120, 90 pp.
- Pont, A.C. 1989. Family Muscidae. In: Evenhuis, N.L. (Ed.), *Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian Regions*. Special Publications of the Bernice Pauahi Bishop Museum. Bishop Museum Press/E.J. Brill, Honolulu and Leiden, pp. 675–699.
- Pont, A.C. 1996. Some reflections on the history of systematic Dipterology. *Dipterists Digest, Series* 2, 49–70.
- Pont, A.C.; Magpayo, F.R. 1995. Muscid shoot-flies of the Philippine Islands (Diptera, Muscidae, genus *Atherigona* Rondani). *Bulletin of Entomological Research, Supplement* 3, 1–123.
- Posada, D. 2001. The effect of branch length variation on the selection of models of molecular evolution. *Journal of Molecular Evolution* 52, 434–444.
- Renaud, A.; Savage, J.; Adamowicz, S. 2012. DNA barcoding of Northern Nearctic Muscidae (Diptera) reveals high correspondence between morphological and molecular species limits. *BMC Ecology* 12, 24–38.

- Ribeiro, L.P.; Netto, A.C.M.; Jochims, F.; Haseyama, K.L.F.; Carvalho, C.J.B. de. 2016. First record of *Atherigona reversura* Villeneuve (Diptera: Muscidae) feeding on Bermudgrass (*Cynodon dactylon* cv. Jiggs, Poaceae) in Brazil: morphological and molecular tools for identification. *Revista Brasileira de Entomologia* 60, 270–274.
- Rieppel, O. 2003. Semaphoronts, cladograms and the roots of total evidence. *Biological Journal of the Linnean Society* 80, 167–186.
- Rosa, B.B.; Melo, G.A.R.; Barbeitos, M.S. (2018) Parsimony-based partitioning outperforms alternatives in Bayesian analysis of discrete morphological data. *Manuscrito no prelo*.
- Sabrosky, C.W. 1999. Family-group names in Diptera: an annotated catalog. *Myia* 10, 1–360.
- Sanger, S. F.; Nicklen, A.R.C. 1977. DNA sequencing with chain-terminating, *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 74, 5463–5467.
- Savage, J.; Wheeler, T.A. 2004. Phylogeny of the Azeliini (Diptera: Muscidae). *Studia Dipterologica*. 11, 259–299.
- Savage, J., Wheeler, T.A.; Wiegmann, B.M. 2004. Phylogenetic analysis of the genus *Thricops* Rondani (Diptera: Muscidae) based on molecular and morphological characters. *Systematic Entomology* 29, 395–414.
- Schinner, L.R. 1862. Die Fliegen: Diptera. *Fauna Austriaca: nach der analytischen Methode bearbeitet*
- Schinner, L.R. 1868. Diptera. In: *Reise der oesterreichischen Fregatte Novara, Zoologischer Theil, Bd. II*. Viena, 338 p.
- Schüehli, G. S. Sequências de DNA mitocondriais e nucleares aplicadas à filogenia de Muscidae (Diptera). Tese de doutorado, Universidade Federal do Paraná.
- Schüehli, G.S.; Carvalho, C.J.B. de. 2005. Revision and cladistics of the Neotropical genus *Pseudoptilolepis* Snyder (Diptera, Muscidae) *Revista Brasileira de Zoologia* 22, 23–34.
- Schüehli, G.S.; Carvalho, C.J.B. de; Wiegmann, B.M. 2004. Regarding the taxonomic status of *Ophyra* Robineau-Desvoidy (Diptera: Muscidae): A molecular approach. *Zootaxa* 712, 1–12.
- Schüehli, G.S.; Carvalho, C.J.B. de; B.M. Wiegmann. 2007. Molecular phylogenetics of the Muscidae (Diptera: Calyptratae): new ideas in a congruence context. *Invertebrate Systematics* 21, 263–278.
- Séguy, E. 1937. Diptera Fam. Muscidae. In: Wytsman, P. (Ed.), *Genera Insectorum* 205, . Desmet-Verteneuil, Bruxelles, pp. 1–604.

- Sereno, P.C. 2007. Logical basis for morphological characters in phylogenetics. *Cladistics* 23, 565–580.
- Shimodaira, H.; Hasegawa, M.H. 1999. Multiple comparisons of log-likelihoods with applications to Phylogenetic inference. *Molecular Biology and Evolution* 16, 1114 – 1116.
- Simmons, M.P. 2012. Radical instability and spurious branch support by likelihood when applied to matrices with non-random distributions of missing data. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 62, 472–484.
- Skidmore P. 1985. The biology of Muscidae of the world. Dordrecht Junk Publishers, XIV 550 p.
- Snyder, F.M. 1954. A Revision of *Cyrtoneurina* Giglio-Tos, with notes on related genera (Diptera, Muscidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 103, 417–464.
- Soares, E.D.G. 2008. Reinwardtiinae (Diptera, Muscidae) é um grupo monofilético?: uma abordagem cladística morfológica e molecular. Tese de doutorado, Universidade Federal do Paraná.
- Soares, E.D.G.; Carvalho, C.J.B. de. 2005. Taxonomia, análise cladística e descrição de uma espécie nova de *Palpibracus* Rondani (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 49, 171–180.
- Stamatakis, A. 2014. RAxML version 8: a tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics*. 30, 1312–1313.
- Stamatakis, A.; Hoover, P.; Rougemont, J. 2008. A rapid bootstrap algorithm for the raxml web servers. *Systematic Biology* 57, 758 –771.
- Strimmer, K.; Rambaut, A. 2002. Inferring condence sets of possibly misspecified gene trees *Proceedings of Royal Society of London B* 269, 137–142.
- Stucky, B.J. 2012. SeqTrace: A Graphical Tool for Rapidly Processing DNA Sequencing Chromatograms. *Journal of Biomolecular Techniques* 23, 90–93.
- Swofford, D.L.; Olsen, G.J.; Waddell, P.J.; Hillis, D.M. 1996. Phylogenetic inference. In: Hillis, D.M.; Moritz, C.. Mable, B.K. (eds.), *Molecular Systematics*. Sinauer Associates, Sunderland, pp. 407–514.
- Talavera, G.; Castresana, J. 2007. Improvement of phylogenies after removing divergent and ambiguously aligned blocks from protein sequence alignments. *Systematic Biology* 56, 564–577.
- Teixeira, D.M. 1999. Myiasis caused by obligatory parasites. 1b. General observations on the biology of species of the genus *Philornis* Meinert, 1890 (Diptera, Muscidae), pp. 71–96. In: Guimarães, J.H.; Papavero, N., *Myiasis in man and animals in the Neotropical region*. Plêiade/FAPESP, 308 pp.

- Townsend, C.H.T. 1892. The North American genera of the calyprate Muscidae. *Proceedings of Entomological Society of Washington* 2, 89–100.
- Townsend, C.H.T. 1931. New genera and species of American oestromuscoid flies. *Revista de Entomologia (Rio de Janeiro)* 1, 313–354.
- Townsend, C.H.T. 1935. Manual of myiology in twelve parts. Part II. Muscoid classification and habits. Charles Townsend & Filhos, Itaquaquecetuba, Brazil, 296p.
- Townsend, C.H.T., 1937, Manual of Myiology in twelve parts. Part V. Muscoid generic diagnoses data, Glossinini to Agrinini. Charles Townsend & Filhos, Itaquaquecetuba, Brazil, 234p.
- Trifinopoulos, J.; Nguyen, L.-T.; Haeseler, A.; Minh, B.Q. 2016. W-IQ-TREE: a fast online phylogenetic tool for maximum likelihood analysis. *Nucleic Acids Res.* , 44, 232–235.
- Ung, V.; Dubus, G.; Zaragüeta-Bagils, R.; Vignes-Lebbe, R. 2010. Xper<sup>2</sup>: introducing e-taxonomy. *Bioinformatics* 26, 703–704.
- Vaidya, G.; Lohman, D.J.; Meier, R. 2011. SequenceMatrix: concatenation software for the fast assembly of multi-gene datasets with character set and codon information. *Cladistics* 27, 171–180.
- Wheeler, W.D. 2012. *Systematics: A Course of Lectures*. Wiley-Blackwell, Oxford, 426 pp.
- Wiegmann, B.M.; Michelle, D.T.; Winkler, I.S.; Barra, N.B.; Kima, J.W.; Lambkin, C. Bertone, M.A.; Cassel, B.K.; Bayless, K.M.; Heimberg, A.M.; Wheeler, B.M.; Peterson, K.J.; Pape, T.; Sinclair, B.J.; Skevington, J.H.; Blagoderov, V.; Caravas, J.; Kuty, S.N.; Schmidt-Ott, U.; Kampmeier, G.E.; Thompson, C.F.; Grimaldi, D.A.; Beckenbach, A.T.; Courtney, G.W.; Friedrich, M.; Meier, R.; Yeates, D.K. 2011. Episodic radiations in the fly tree of life. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 108, 5690–5695.
- Wiens, J.J. 2006. Missing data and the design of phylogenetic analysis. *Journal of Biomedical Informatics* 39, 34–42.
- Wiens, J.J.; Fetzner, J.W. Jr; Parkinson, C.L.; Reeder, T.W. 2005. Hylid Frog Phylogeny and Sampling Strategies for Speciose Clades. *Systematic Biology* 54, 729–748
- Wiens, J.J.; Moen, D.S. 2008. Missing data and the accuracy of Bayesian phylogenetics. *Journal of Systematics and Evolution* 46, 307–314.
- Wortley, A.H.; Scotland, R.W. 2006a. Determining the potential utility of datasets for phylogeny reconstruction. *Taxon* 55, 431–442.
- Wortley, A.H.; Scotland, R.W. 2006b. The effect of combining molecular and morphological data in published phylogenetic analyses. *Systematic Biology* 55, 677–685.

- Wright, A.M. 2015. Estimating phylogenetic trees from discrete morphological data. Tese de Doutorado. University of Texas at Austin.
- Wright, A.M.; Lloyd, G.T.; Hillis, D.M. 2015. Modeling character change heterogeneity in phylogenetic analyses of morphology through the use of priors. *Systematic Biology* 65, 602–611.
- Yang, L.; Wiegmann, B.M.; Yeates, D.K.; Erwin, M.E. 2000. Higher-level phylogeny of the Therevidae (Diptera: Insecta) based on 28S ribosomal and elongation factor-1 $\alpha$  gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 15, 440–451.
- Zha, L.; Lan, M.L. 2014. Direct submission. Submitted (30.set.2014). Department of Forensic Medicine, Central South University, Tongzipo Road No. 172, Changsha, Hunan 410013, China.
- Zhang, D.; Yan, L.; Zhang, M.; Chu, H.; Cao, J.; Li, K.; Hu, D.; Pape, T. 2016. Phylogenetic inference of calyptrates, with the first mitogenomes for Gasterophilinae (Diptera: Oestridae) and Paramacronychiinae (Diptera: Sarcophagidae). *International journal of biological sciences* 12, 489–504.
- Zumpt, F. 1973. The stomoxiine biting flies of the world. Diptera: Muscidae. Taxonomy, biology, economic importance and control measures. Fischer, Stuttgart, 175 pp.
- Zwickl, D.J. 2006. Genetic algorithm approaches for the phylogenetic analysis of large biological sequence datasets under the maximum likelihood criterion. Tese de doutorado, The University of Texas at Austin



## APÊNDICE 1 – TABELAS

Tabela 1. Lista dos espécimes analisados. prov = província, cond. = condado, dpto. = departamento, mun. = municipalidade. Estados brasileiros em siglas.

| Espécie                                | Sexo |   | Localidade              | Estado                  | País       | Data        | Coletor                             | Comentário                          | Coleção |
|--|------|---|-------------------------|-------------------------|------------|-------------|-------------------------------------|-------------------------------------|---------|
|  | M    | F |                         |                         |            |             |                                     |                                     |         |
| <i>Achanthiptera rohrelliformis</i>    | 0    | 1 | n.i.                    | Baden-Württemberg prov. | Alemanha   |             | n.i.                                |                                     | USNM    |
| <i>Achanthiptera rohrelliformis</i>    | 1    | 0 | Ossana                  | Trentino prov.          |            | viii.2008   | n.i.                                | Cusiano                             | USNM    |
| <i>Australophya rostrata</i>           | 1    | 0 | Narrabri                | New South Wales         | Australia  | 17.xii.1965 | Norris & Havenstein                 | Mount Kaputar                       | DZUP    |
| <i>Australophya rostrata</i>           | 0    | 1 | Ilha Kangaroo           | Australia Meridional    | Australia  | 22.v.1965   | D.E. Havenstein                     | Rocky River                         | DZUP    |
| <i>Azelia nebulosa</i>                 | 1    | 0 | Abingdon                | Oxfordshire cond.       | Inglaterra | 25.vii.1992 | C.J.B. Carvalho                     | Cothill                             | DZUP    |
| <i>Bithoracochaeta calopus</i>         | 0    | 2 | Pelotas                 | RS                      | Brasil     | 04.xi.2011  | R.F. Krüger, F.D. Kirst             | Arroio Pelotas                      | DZUP    |
| <i>Bithoracochaeta calopus</i>         | 2    | 0 | Rio Grande              | RS                      | Brasil     | 16.xii.2011 | R.F. Krüger, F.D. Kirst, A.Z. Silva | Estação Ecológica do Taim; Dunas    | DZUP    |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 0    | 3 | n.i.                    | Malleco prov.           | Chile      | 20.i.1950   | L.E. Peña                           | Parque Nacional de Tolhuaca; Termas | MZSP    |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 1    | 0 | Lonquimay               | Malleco prov.           | Chile      | i.1962      | L.E. Peña                           | Lago Galletue, Cord. Lonquimay      | MZSP    |
| <i>Brachygasterina violaceiventris</i> | 1    | 1 | San Carlos de Bariloche | Rio Negro prov.         | Argentina  | xi.1926     | R&E Shannon                         |                                     | USNM    |
| <i>Brachygasterina violaceiventris</i> | 0    | 1 | Concepción              | Concepción prov.        | Chile      | ii.1970     | T. Cekalovic                        | Parque Botánico Hualfpen            | MNRJ    |
| <i>Brachygasterina violaceiventris</i> | 0    | 1 | n.i.                    | Malleco prov.           | Chile      | 20.i.1950   | L.E. Peña                           | Parque Nacional de Tolhuaca; Termas | MZSP    |



Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                        | Sexo |   | Localidade               | Estado | País   | Data          | Coletor                            | Comentário                         | Coleção |
|--------------------------------|------|---|--------------------------|--------|--------|---------------|------------------------------------|------------------------------------|---------|
|                                | M    | F |                          |        |        |               |                                    |                                    |         |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 3    | 0 | Morretes                 | PR     | Brasil | 25.x.1983     | C.J.B. Carvalho & L.P. Albuquerque | Rio Marumbi; Mata de galeria       | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 0    | 1 | Capitão Leônidas Marques | PR     | Brasil | 13-20.x.2004  | E.D.G. Soares & C.D. da Silva      | Salto-Caxias                       | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 3    | 1 | Morretes                 | PR     | Brasil | 25.x.1983     | C.J.B. Carvalho & L.P. Albuquerque | Rio Marumbi; Mata de galeria       | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 1    | 0 | Campinas                 | SP     | Brasil | vii.1990      | J. Mendes                          | Campus Unicamp; Isca fezes         | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 1    | 0 | Pelotas                  | RS     | Brasil | 28.ii.2003    | R.F. Krüger                        | Malaise                            | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 0    | 1 | Guarapuava               | PR     | Brasil | 11.viii.1986  | Lev. Entomológico PROFAUPAR        | Estação Águas Santa Clara; Malaise | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 0    | 1 | Guarapuava               | PR     | Brasil | 01.ix.1986    | Lev. Entomológico PROFAUPAR        | Estação Águas Santa Clara; Malaise | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 7        | 0    | 1 | Guarapuava               | PR     | Brasil | 06.x.1986     | Lev. Entomológico PROFAUPAR        | Estação Águas Santa Clara; Malaise | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 1        | 2    | 2 | São Mateus               | ES     | Brasil | 26.x.2009     | EDG. Soares                        | Pólo universitário                 | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 1        | 1    | 3 | São Mateus               | ES     | Brasil | 16.ii.2009    | EDG. Soares                        | Pólo universitário                 | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 1        | 1    | 5 | São Mateus               | ES     | Brasil | 6.i.2009      | EDG. Soares                        | Pólo universitário                 | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 1        | 0    | 4 | São Mateus               | ES     | Brasil | 7.x.2009      | EDG. Soares                        | Pólo universitário                 | DZUP    |
| <i>Cariocamya</i> sp. 1        | 0    | 3 | Baixo Guandu             | ES     | Brasil | ix.1970       | P.C. Elias                         |                                    | DZUP    |
| <i>Charadrella malacophaga</i> | 0    | 5 | Linhares                 | ES     | Brasil | 18-23.xi.1974 | C. Elias                           |                                    | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                        | Sexo |   | Localidade          | Estado           | País       | Data           | Coletor            | Comentário   | Coleção |
|--------------------------------|------|---|---------------------|------------------|------------|----------------|--------------------|--|---------|
|                                | M    | F |                     |                  |            |                |                    |  |         |
| <i>Charadrella malacophaga</i> | 0    | 2 | Linhares            | ES               | Brasil     | 2-8.vi.1974    | C. Elias           |  | DZUP    |
| <i>Charadrella malacophaga</i> | 1    | 0 | Linhares            | ES               | Brasil     | 1-10.viii.1974 | C. Elias           |  | DZUP    |
| <i>Charadrella malacophaga</i> | 3    | 0 | Linhares            | ES               | Brasil     | 18-23.xi.1974  | C. Elias           |  | DZUP    |
| <i>Chortinus bequaerti</i>     | 0    | 1 | San Gerardo de Dota | San Jose prov.   | Costa Rica | 22-26.ii.1992  |                    | 2000-2500m; Curso Tachimidae y Syrphidae                     | INBIO   |
| <i>Chortinus bequaerti</i>     | 1    | 0 | Monteverde          | Puntarenas prov. | Costa Rica | x.1991         | N. Obando          | Est. La Casona, Reserva Biol. Monteverde; 1520m              | INBIO   |
| <i>Correntosia</i> sp. nov.    | 1    | 0 | Neuquén             | Neuquén prov.    | Argentina  | 24-26.xi.1981  | Nielsen & Karaholt | 36: S m de los Andes; Cerro Chapelco; 1400-1600m; Parátipo   | DZUP    |
| <i>Correntosia</i> sp. nov.    | 1    | 0 | Osorno              | Osorno prov.     | Chile      | 19.xi.1981     | Nielsen & Karaholt | 13: Parque Nacional Puyehue; Anticura; 350m; Holótipo        | DZUP    |
| <i>Correntosia</i> sp. nov.    | 0    | 1 | Osorno              | Osorno prov.     | Chile      | 11.xii.1981    | Nielsen & Karaholt | 16: Parque Nacional Puyehue; Águas calientes; 450m; Parátipo | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 1    | 0 | Capão do Leão       | RS               | Brasil     | 26.vii.2002    | R. F. Krüger       | Malaise  | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 1    | 0 | Arroio Grande       | RS               | Brasil     | 15.xi.2002     | P.B. Ribeiro       | Malaise  | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 0    | 1 | Morro Redondo       | RS               | Brasil     | 27.vi.2003     | R. F. Krüger       | Malaise  | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 0    | 1 | Arroio Grande       | RS               | Brasil     | 22.xi.2002     | R. F. Krüger       | Malaise  | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 0    | 1 | Ponta Grossa        | PR               | Brasil     | 8.xi.1999      | Ganho & Marinoni   | Malaise  | DZUP    |
| <i>Cyrtonneurina costalis</i>  | 0    | 1 | Pelotas             | RS               | Brasil     | 11.x.2002      | R. F. Krüger       | Malaise  | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                          | Sexo | M F |   | Localidade      | Estado        | País     | Data          | Coletor                               | Comentário   | Coleção |
|----------------------------------|------|-----|---|-----------------|---------------|----------|---------------|---------------------------------------|--|---------|
|                                  |      | M   | F |                 |               |          |               |                                       |  |         |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>     | 0    | 1   |   | Teodoro Sampaio | SP            | Brasil   | 24-30.ix.2002 | V.C. Silva                            | Parque Estadual do Morro do Diabo. Trilha do Angelim; Malaise                  | DZUP    |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>         | 0    | 1   |   | Tucuruí         | PA            | Brasil   | 12.viii.1980  | Nunes de Mello                        | Puraquequara   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>         | 0    | 1   |   | Tucuruí         | PA            | Brasil   | 6.viii.1980   | Nunes de Mello                        | Puraquequara   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>         | 0    | 1   |   | Cáceres         | MT            | Brasil   | 7.xii.1984    | C. Elias                              | Polonoroeste   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>  |      |     |   |                 |               |          |               |                                       |  |         |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i> | 0    | 1   |   |                 | AM            | Brasil   | 23-26.ix.2010 | Cordeiro, Grisales, Guedes & Haseyama | Voucher T17; Reserva ZF2   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>     | 0    | 1   |   | Arenal          | Bolívar dpto. | Colômbia | 19.VIII.2010  | C. Valverde & E. Perdomo              | Corregimiento El Arenal; Finca El Peligro; Altura 600m; VSR, CEUA; Voucher T84 | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>    | 0    | 1   |   | Ponta Grossa    | PR            | Brasil   | 21.viii.2000  | Ganho & Marinoni                      | Parque Estadual Vila Velha - IAPAR   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>    | 0    | 1   |   | Ponta Grossa    | PR            | Brasil   | 08.v.2000     | Ganho & Marinoni                      | Parque Estadual Vila Velha - IAPAR   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>    | 1    | 0   |   | Ponta Grossa    | PR            | Brasil   | 06.ix.1999    | Ganho & Marinoni                      | Parque Estadual Vila Velha - IAPAR   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>     | 0    | 1   |   | Antonina        | PR            | Brasil   | 28.xii.1987   | Lev. Entomológico PROFAUPAR           | Reserva Biológica Sapitanduva; Malaise   | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                             | Sexo | M F |  | Localidade             | Estado | País   | Data                | Coletor                           | Comentário  | Coleção |
|-------------------------------------|------|-----|--|------------------------|--------|--------|---------------------|-----------------------------------|---|---------|
|                                     |      |     |  |                        |        |        |                     |                                   |   |         |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>        | 0    | 1   |  | Antonina               | PR     | Brasil | 28.ix.1987          | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Reserva Biológica<br>Sapitanduva; Malaise                           | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>        | 0    | 1   |  | Antonina               | PR     | Brasil | 24.viii.1987        | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Reserva Biológica<br>Sapitanduva; Malaise                           | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>        | 0    | 1   |  | Teodoro<br>Sampaio     | SP     | Brasil | 30.ix-<br>04.x.2002 | V.C. Silva                        | Parque Estadual do<br>Morro do Diabo. Trilha<br>do Morro, 1ª parada | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> | 0    | 2   |  | Ilha Barro<br>Colorado |        | Panamá | 14.iv.1967          | Roger D. Akre                     | Canal Zone  | WSU     |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> | 0    | 1   |  | Ilha Barro<br>Colorado |        | Panamá | 6.v.1967            | Roger D. Akre                     | Canal Zone  | WSU     |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> | 0    | 1   |  | Ilha Barro<br>Colorado |        | Panamá | 18.vi.1968          | Roger D. Akre                     | Canal Zone  | WSU     |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> | 0    | 1   |  | n.i.                   | AM     | Brasil | vi.2001             | Silva                             | Parque Nacional Jau, Rio<br>Papagaio                                | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>         | 0    | 1   |  | Ponta Grossa           | PR     | Brasil | 27.viii.1987        | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Parque Estadual Vila<br>Velha - IAPAR; Parátipo                     | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>         | 1    | 0   |  | Ponta Grossa           | PR     | Brasil | 12.i.1987           | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Parque Estadual Vila<br>Velha - IAPAR; Parátipo                     | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>         | 1    | 0   |  | Ponta Grossa           | PR     | Brasil | 10.xi.1986          | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Parque Estadual Vila<br>Velha - IAPAR; Parátipo                     | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>         | 0    | 1   |  | Colombo                | PR     | Brasil | 11.xi.2003          | S.R. Bonatto                      | Fazenda Canguiri-<br>UFPR; Parátipo                                 | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                                  | Sexo |   | Localidade          | Estado            | País   | Data         | Coletor                           | Comentário                          | Coleção |
|--|------|---|---------------------|-------------------|--------|--------------|-----------------------------------|-------------------------------------|---------|
|  | M    | F |                     |                   |        |              |                                   |                                     |         |
| <i>Cyrtoneuropsis nisiae</i>             | 0    | 1 | Colombo             | PR                | Brasil | 15.ix.1986   | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Embrapa, BR-476, Km<br>20, Paratípo | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>        | 0    | 1 | Capão do<br>Leão    | RS                | Brasil | 03.i.2003    | R.F. Krüger                       | Malaise                             | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>        | 3    | 0 | Capão do<br>Leão    | RS                | Brasil | 18.iv.2003   | R.F. Krüger                       | Malaise                             | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>        | 0    | 5 | Capão do<br>Leão    | RS                | Brasil | 07.ii.2003   | R.F. Krüger                       | Malaise                             | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>        | 1    | 0 | Brasília            | DF                | Brasil | 29.iv.1997   | I.R. Dimiz                        | Cerrado queimado;<br>Malaise        | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>        | 1    | 0 | Botucatu            | SP                | Brasil | 15.v.1977    | I.G. Gottsberger                  |                                     | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>        | 0    | 1 | Raso da<br>Catarina | BA                | Brasil | 06.xi.2005   | P.P. Lopes                        | Mata das pororocas                  | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>        | 2    | 0 | Raso da<br>Catarina | BA                | Brasil | 09.ix.2005   | P.P. Lopes                        | Arredores da Esec                   | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>           | 0    | 3 | João Pessoa         | PR                | Brasil | 03.ix.2009   | R.C.A.P. Farias                   | Mata do Buraquinho                  | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>           | 0    | 3 | João Pessoa         | PR                | Brasil | 01.ix.2009   | R.C.A.P. Farias                   | Mata do Buraquinho                  | DZUP    |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>           | 1    | 1 | João Pessoa         | PR                | Brasil | 04.ix.2009   | R.C.A.P. Farias                   | Mata do Buraquinho                  | DZUP    |
| <i>Dalcycella veniseta</i>               | 2    | 2 | Santiago            | Santiago<br>prov. | Chile  | x.1969       | L.E. Peña                         | Rincón El. Árbol,<br>Aculeo         | MZSP    |
| <i>Dolichophaonia<br/>santoamarensis</i> | 1    | 0 | Jundiá do Sul       | PR                | Brasil | 24.viii.1987 | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise     | DZUP    |
| <i>Dolichophaonia<br/>santoamarensis</i> | 0    | 1 | Jundiá do Sul       | PR                | Brasil | 08.ix.1986   | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise     | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                              | Sexo | Localidade | Estado          | País       | Data    | Coletor       | Comentário                            | Coleção  |
|--------------------------------------|------|------------|-----------------|------------|---------|---------------|---------------------------------------|--|
|                                      | M    | F          |                 |            |         |               |                                       |  |
| <i>Dolichophaonia santoamarensis</i> | 1    | 0          | Jundiá do Sul   | PR         | Brasil  | 15.ix.1986    | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR     | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise<br>DZUP  |
| <i>Dolichophaonia santoamarensis</i> | 0    | 1          | Jundiá do Sul   | PR         | Brasil  | 10.viii.1987  | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR     | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise<br>DZUP  |
| <i>Dolichophaonia santoamarensis</i> | 1    | 0          | Jundiá do Sul   | PR         | Brasil  | 22.ix.1986    | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR     | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise<br>DZUP  |
| <i>Drymeia hamata</i>                | 1    | 0          | Oetztaier alpen | Tyrol      | Austria | 14.vii.1964   | A.C. Pont                             | Rofental 1950-2100m<br>DZUP  |
| <i>Drymeia hamata</i>                | 0    | 1          | Obergurgi       | Tyrol      | Austria | 11.viii.1964  | A.C. Pont                             | Auf der Nase 1920-<br>2140m; streams and<br>meadow above tree-line<br>DZUP         |
| <i>Fannia canicularis</i>            | 0    | 1          | Morretes        | PR         | Brasil  | 13.xii.1969   | Moure &<br>Giacomet                   | 975m<br>DZUP   |
| <i>Fannia canicularis</i>            | 1    | 0          | Curitiba        | PR         | Brasil  | 26.ix.2012    | M.C.L.                                | DZUP   |
| <i>Fannia canicularis</i>            | 0    | 1          | Valdivia        |            | Chile   | janeiro       | L.A.                                  | DZUP   |
| Gênero A sp. 1                       | 1    | 0          | Cajanuma        | Loja prov. | Equador | 16-20.ii.2009 | Marc Pollet &<br>Anja de<br>Braekeler | Podocarpus National<br>Park; trail los miradores;<br>3000m; Holótipo<br>DZUP       |
| Gênero A sp. 1                       | 2    | 2          | Cajanuma        | Loja prov. | Equador | 20-27.ii.2009 | Marc Pollet &<br>Anja de<br>Braekeler | Podocarpus National<br>Park; bosque nublado;<br>3000m; Parátipo<br>DZUP            |
| Gênero A sp. 2                       | 1    | 1          | Cajanuma        | Loja prov. | Equador | 16-20.ii.2009 | Marc Pollet &<br>Anja de<br>Braekeler | Podocarpus National<br>Park; trail los miradores;<br>3000m; Holótipo macho<br>DZUP |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                    | Sexo | M F |   | Localidade | Estado         | País       | Data            | Coletor                             | Comentário   | Coleção |
|----------------------------|------|-----|---|------------|----------------|------------|-----------------|-------------------------------------|--|---------|
|                            |      | M   | F |            |                |            |                 |                                     |  |         |
| Gênero A sp. 2             | 0    | 1   |   | Cajanuma   | Loja prov.     | Equador    | 16-20.ii.2010   | Marc Pollet & Anja de Braekeler     | Podocarpus National Park; trail oso de anteojos; 3000m; Parátipo | DZUP    |
| Gênero A sp. 2             | 0    | 1   |   | Cajanuma   | Loja prov.     | Equador    | 20-27.ii.2009   | Marc Pollet & Anja de Braekeler     | Podocarpus National Park; trail oso de anteojos; 3000m; Parátipo | DZUP    |
| <i>Graphomyia auriceps</i> | 2    | 1   |   | Rio Grande | RS             | Brasil     | 16.xii.2011     | R.F. Krüger, F.D. Kirst, A.Z. Silva | Estação Ecológica do Taim; Dunas                                 | DZUP    |
| <i>Graphomyia auriceps</i> | 1    | 1   |   | Rio Grande | RS             | Brasil     | 16.xii.2011     | R.F. Krüger, F.D. Kirst, A.Z. Silva | Estação Ecológica do Taim; BR-471                                | DZUP    |
| <i>Graphomyia auriceps</i> | 2    | 1   |   | Rio Grande | RS             | Brasil     | 16.xii.2011     | R.F. Krüger, F.D. Kirst, A.Z. Silva | Estação Ecológica do Taim; Mata da Sede                          | DZUP    |
| <i>Graphomyia maculata</i> | 2    | 1   |   | Norfolk    |                | Inglaterra | 24-25.viii.1992 | C.J.B. Carvalho                     | Hickling Broad   | DZUP    |
| <i>Graphomyia maculata</i> | 0    | 1   |   | Brasília   | DF             | Brasil     | 05.viii.1997    | I.R. Diniz                          | Cerrado não queimado   | DZUP    |
| <i>Graphomyia maculata</i> | 0    | 1   |   | n.i.       | Khenifra prov. | Marrocos   | 31.vii.1963     | A.C. Pont                           | Tizi-n-Zou Trib.; 0-2500m  | DZUP    |
| <i>Gymnodia debilis</i>    | 1    | 0   |   | Itajaí     | SC             | Brasil     | x.1988          | C. Paloschiski                      |  | DZUP    |
| <i>Gymnodia debilis</i>    | 0    | 1   |   | Quaraí     | RS             | Brasil     | 19-20.1985      | J.R. Cure                           |  | DZUP    |
| <i>Gymnodia delecta</i>    | 2    | 0   |   | Rio Grande | RS             | Brasil     | 16.xii.2011     | R.F. Krüger, F.D. Kirst, A.Z. Silva | Estação Ecológica do Taim; Dunas                                 | DZUP    |
| <i>Helina rufiguttata</i>  | 1    | 1   |   | Arceburgo  | MG             | Brasil     | iii.1945        | M. P. Barreto                       |  | MNRJ    |
| <i>Helina subreptitia</i>  | 0    | 1   |   | São Paulo  | SP             | Brasil     | 18-26.ii.1940   | Com. I. O. Cruz                     | Parátipo;  | MNRJ    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                        | Sexo |   | Localidade               | Estado                           | País       | Data        | Coletor                           | Comentário  | Coleção |
|--------------------------------|------|---|--------------------------|----------------------------------|------------|-------------|-----------------------------------|---|---------|
|                                | M    | F |                          |                                  |            |             |                                   |   |         |
| <i>Helina subreptitia</i>      | 0    | 1 | Jundiá do Sul            | PR                               | Brasil     | 09.xi.1987  | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Fazenda Monte Verde                                       | DZUP    |
| <i>Helina subvittata</i>       | 0    | 1 | Stepantsminda            | Kazbegi<br>mun.                  | Georgia    | 7.vii.1983  | A. C. Pont                        | Caucasus region; Mount<br>Sameba; Forest; 2100-<br>2200m. | DZUP    |
| <i>Helina subvittata</i>       | 1    | 0 | Stepantsminda            | Kazbegi<br>mun.                  | Georgia    | 4.vii.1983  | A. C. Pont                        | Mount Sameba; Forest;<br>2100-2200m.                      | DZUP    |
| <i>Hemichlora scordalus</i>    | 2    | 2 | Chapada dos<br>Guimarães | MT                               | Brasil     | 2.xii.1983  | Excursão Depto.<br>Zoologia UFPR  | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Hemichlora scordalus</i>    | 0    | 1 | Chapada dos<br>Guimarães | MT                               | Brasil     | 24.xi.1983  | Excursão Depto.<br>Zoologia UFPR  | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Hemichlora scordalus</i>    | 2    | 1 | Chapada dos<br>Guimarães | MT                               | Brasil     | 1.xii.1983  | Excursão Depto.<br>Zoologia UFPR  | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Hemichlora scordalus</i>    | 1    | 0 | Chapada dos<br>Guimarães | MT                               | Brasil     | 3.xii.1983  | Excursão Depto.<br>Zoologia UFPR  | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Hydrotaea cyaneiventris</i> | 0    | 1 | n.i.                     | Magallanes<br>prov.              | Chile      | 25.i.1952   | T. Cekalovic K.                   | Ultima Esperanza dos<br>Lagunas                           | MNRJ    |
| <i>Hydrotaea cyaneiventris</i> | 2    | 0 | Ilha Robinson<br>Crusoe  | Arquipelago<br>Juan<br>Fernandez | Chile      | 1-9.i.1993  | S.A. Marshall                     | Plazoista; open forest;<br>pans                           | DZUP    |
| <i>Hydrotaea dentipes</i>      | 0    | 1 | n.i.                     | Khenifra<br>prov.                | Marrocos   | 4.viii.1963 | A.C. Pont                         | Haut Atlas, Jebel Ayachi                                  | DZUP    |
| <i>Hydrotaea dentipes</i>      | 1    | 0 | Norrköping               |                                  | Sweden     | 8.vii.1980  | A.C. Pont                         | nr Stavjö; 23km E   | DZUP    |
| <i>Hydrotaea irritans</i>      | 1    | 0 | Doncaster                |                                  | Inglaterra | 5.v.1993    | C.J.B. Carvalho<br>& P. Skidmore  |   | DZUP    |
| <i>Hydrotaea irritans</i>      | 1    | 0 | Doncaster                |                                  | Inglaterra | 29.v.1993   | C.J.B. Carvalho<br>& P. Skidmore  | emergido  | DZUP    |



Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                         | Sexo |   | Localidade    | Estado                 | País       | Data                | Coletor                           | Comentário  | Coleção |
|---------------------------------|------|---|---------------|------------------------|------------|---------------------|-----------------------------------|---|---------|
|                                 | M    | F |               |                        |            |                     |                                   |   |         |
| <i>Hydrotaea irritans</i>       | 0    | 1 | Norfolk       |                        | Inglaterra | 24-<br>25.viii.1992 | C.J.B. Carvalho                   | Hickling Broad  | DZUP    |
| <i>Hydrotaea irritans</i>       | 0    | 2 | Norfolk       |                        | Inglaterra | 26.viii.1992        | C.J.B. Carvalho                   | Winterton   | DZUP    |
| <i>Hydrotaea irritans</i>       | 0    | 2 | Norfolk       |                        | Inglaterra | 26.viii.1993        | C.J.B. Carvalho                   | Myhills Wood  | DZUP    |
| <i>Hydrotaea meteorica</i>      | 1    | 0 | Stepantsminda | Kazbegi<br>mun.        | Georgia    | 13.vii.1983         | A. C. Pont                        | Caucasus region; Mount<br>Sameba; Forest; 2100-<br>2200m. | DZUP    |
| <i>Limnophora maculosa</i>      | 2    | 0 | Abingdon      | Oxfordshire<br>cond.   | Inglaterra | 25.vii.1992         | C. Carvalho                       | Cothill   | DZUP    |
| <i>Limnophora maculosa</i>      | 0    | 1 | Norfolk       |                        | Inglaterra | 26.vii.1992         | C. Carvalho                       | Myhills Wood  | DZUP    |
| <i>Lispe serotina</i>           | 0    | 1 | Antonina      | PR                     | Brasil     | 02.xi.1987          | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Reserva Biológica<br>Sapitanduva                          | DZUP    |
| <i>Lispe serotina</i>           | 0    | 1 | Novo Airão    | AM                     | Brasil     | 29-<br>31.vii.1995  | J.A. Rafael & J.<br>Vidal         | Parque Nacional Jau, Rio<br>Carabinani, Ig. Ipiranga      | DZUP    |
| <i>Lispe tentaculata</i>        | 0    | 1 | Nora          | Örebro<br>cond.        | Suécia     | 20.vi.1986          | A.C. Pont                         | Älvlagen lake   | DZUP    |
| <i>Lispe tentaculata</i>        | 0    | 1 | Tierp         | Uppsala<br>Lan cond.   | Suécia     | 23-28.vi.1986       | A.C. Pont                         | Fagelsundet   | DZUP    |
| <i>Mesembrina intermedia</i>    | 1    | 1 | Port Meadows  | Oxfordshire<br>cond.   | Inglaterra | 12.viii.2003        | S.S. Nihei                        |   | DZUP    |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i> | 1    | 1 | Nimmitabel    | New South<br>Wales ste | Australia  | 24.xii.1974         | C. Daniels                        | Rutherford creek; Brown<br>mtn, nr.                       | DZUP    |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i> | 1    | 0 | Narrabri      | New South<br>Wales ste | Australia  | 10.11.1964          | D.K. McAlpine                     | Mount Kaputar   | DZUP    |
| <i>Micropotamia minuscula</i>   | 0    | 1 | Arroio Grande | RS                     | Brasil     | 11.x.2002           | P.B. Ribeiro                      | Distrito Mauá   | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                       | Sexo | Localidade    | Estado           | País       | Data          | Coletor                  | Comentário                                 | Coleção |
|-------------------------------|------|---------------|------------------|------------|---------------|--------------------------|--|---------|
|                               | M F  |               |                  |            |               |                          |  |         |
| <i>Micropotamia minuscula</i> | 2 0  | Quaraí        | RS               | Brasil     | 19-21.xi.1985 | J.R. Cure                | Estância Roberto                           | DZUP    |
| <i>Micropotamia minuscula</i> | 3 0  | Capão do Leão | RS               | Brasil     | 12.vii.2002   | R.F. Krüger              | Eclusa                                     | DZUP    |
| <i>Morellia aenescens</i>     | 2 1  | Oxford        |                  | Inglaterra | 06.ix.2003    | S.S. Nihei               | Burgess field park                         | DZUP    |
| <i>Morellia aenescens</i>     | 2 0  | Oxford        |                  | Inglaterra | 23.viii.2003  | S.S. Nihei               | Burgess field park                         | DZUP    |
| <i>Morellia aenescens</i>     | 1 2  | Norfolk       |                  | Inglaterra | 25.viii.1992  | C.J.B. Carvalho          | Upton Broad                                | DZUP    |
| <i>Mydaea plaumanni</i>       | 0 2  | Pelotas       | RS               | Brasil     | 05.xi.2011    | R.F. Krüger & F.D. Kirst | Arroio Pelotas; Mata grande pt 03; Malaise | DZUP    |
| <i>Mydaea plaumanni</i>       | 0 1  | Pelotas       | RS               | Brasil     | 06.xi.2012    | R.F. Krüger & F.D. Kirst | Arroio Corrientes; Ponto 01; Malaise       | DZUP    |
| <i>Mydaea plaumanni</i>       | 0 1  | Salto Segredo | PR               | Brasil     | 20-27.x.2004  | E.D.G. Soares            |  | DZUP    |
| <i>Myospila cyanea</i>        | 1 1  | Angol         | Malleco prov.    | Chile      | 16-21.xi.1970 | T. Cekalovic K.          | Malaise                                    | DZUP    |
| <i>Myospila cyanea</i>        | 2 1  | Concepcion    | Concepción prov. | Chile      | 10-16.iv.1970 | Trampa                   | Parque Botanico Hualfpen; Malaise          | MNRJ    |
| <i>Myospila cyanea</i>        | 1 1  | Concepcion    | Concepción prov. | Chile      | i.1970        | L.E. Peña                | Parque Botanico Hualfpen                   | MNRJ    |
| <i>Myospila cyanea</i>        | 0 1  | Santiago      | Santiago prov.   | Chile      | x.1969        | L.E. Peña                | El. Árbol, Aculeo                          | MNRJ    |
| <i>Myospila cyanea</i>        | 2 0  | Osorno        | Osorno prov.     | Chile      | ii.1967       | L.E. Peña                | Los Lagos region                           | MNRJ    |
| <i>Myospila mediatubunda</i>  | 0 1  | n.i.          | Catamarca prov.  | Argentina  | 5-18.ii.1957  | Golbach                  | Colecciones NST, Tucuman                   | NST     |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                      | Sexo | M F |   | Localidade    | Estado     | País       | Data           | Coletor  | Comentário  | Coleção |
|------------------------------|------|-----|---|---------------|------------|------------|----------------|--|---|---------|
|                              |      | M   | F |               |            |            |                |  |   |         |
| <i>Myospila mediotabunda</i> | 0    | 1   |   | Lancaster     | Lancashire | Inglaterra | 06.ix.1964     | P. Skidmore  | Silverdale  | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 1    | 0   |   | Jundiá do Sul | PR         | Brasil     | 21.ix.1987     | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise                   | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 1    | 0   |   | Jundiá do Sul | PR         | Brasil     | 02.xi.1987     | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise                   | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 0    | 1   |   | Jundiá do Sul | PR         | Brasil     | 28.iii.1988    | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise                   | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 1    |     |   | Jundiá do Sul | PR         | Brasil     | 12.x.1987      | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Fazenda Monte Verde;<br>Malaise                   | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 0    | 1   |   | Antonina      | PR         | Brasil     | 17.viii.1987   | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Reserva Biológica<br>Sapitanduva; Malaise         | DZUP    |
| <i>Myospila obscura</i>      | 0    | 1   |   | Antonina      | PR         | Brasil     | 10.viii.1987   | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR                          | Reserva Biológica<br>Sapitanduva; Malaise         | DZUP    |
| <i>Neomuscina</i> sp. nov. 2 | 1    | 0   |   | Manaus        | AM         | Brasil     | 06-16.iii.2009 | J. Vidal, L.<br>Wendt, R.A.P.F.<br>Silva, R. Ale-<br>Rocha | Holótipo; Reserva da<br>Campina, BR-174, Km<br>43 | DZUP    |
| <i>Neomuscina</i> sp. nov. 2 | 3    | 6   |   | Manaus        | AM         | Brasil     | 06-13.iii.2009 | J. Vidal, L.<br>Wendt, R.A.P.F.<br>Silva, R. Ale-<br>Rocha | Parátipo; Reserva da<br>Campina, BR-174, Km<br>44 | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                      | Sexo |   | Localidade               | Estado          | País       | Data         | Coletor  | Comentário  | Coleção |
|------------------------------|------|---|--------------------------|-----------------|------------|--------------|--|---|---------|
|                              | M    | F |                          |                 |            |              |  |   |         |
| <i>Neomuscina</i> sp. nov. 5 | 0    | 1 | São Gabriel da Cachoeira | AM              | Brasil     |              | J. Vidal, L. Wendt, R.A.P.F. Silva, R. Ale-Rocha | Holótipo  | DZUP    |
| <i>Neomuscina</i> sp. nov. 5 | 1    | 2 | São Gabriel da Cachoeira | AM              | Brasil     |              | J. Vidal, L. Wendt, R.A.P.F. Silva, R. Ale-Rocha | Parátipos   | DZUP    |
| <i>Neomyia corcina</i>       | 2    | 0 | n.i.                     | Khenifra prov.  | Marrocos   | ix.1966      | A.C. Pont  | Haut Atlas, Jebel Ayachi                              | DZUP    |
| <i>Neomyia corcina</i>       | 0    | 1 | Amesbury                 | Wiltshire cond. | Inglaterra | 10.vii.1963  | P. Skidmore                                      |   | DZUP    |
| <i>Neomyia gavisa</i>        | 0    | 1 | Darjeeling               | Bengala         | Índia      | 23.v.1914    | Brunetti   |   | DZUP    |
| <i>Neomyia gavisa</i>        | 1    | 0 | Darjeeling               | Bengala         | Índia      | 1.vi.1914    | Brunetti   |   | DZUP    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>  | 0    | 1 | Ponta Grossa             | PR              | Brasil     | 01.ix.1986   | Lev. Entomológico PROFAUPAR                      | Parque Estadual Vila Velha - IAPAR; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>  | 0    | 1 | Ponta Grossa             | PR              | Brasil     | 25.viii.1986 | Lev. Entomológico PROFAUPAR                      | Parque Estadual Vila Velha - IAPAR; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>  | 0    | 2 | Guarapuava               | PR              | Brasil     | 27.vii.1987  | Lev. Entomológico PROFAUPAR                      | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo        | DZUP    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>  | 0    | 1 | Guarapuava               | PR              | Brasil     | 22.ix.1986   | Lev. Entomológico PROFAUPAR                      | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo        | DZUP    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>  | 1    | 0 | Guarapuava               | PR              | Brasil     | 25.viii.1986 | Lev. Entomológico PROFAUPAR                      | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo        | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                         | Sexo | M F |  | Localidade   | Estado            | País       | Data         | Coletor                           | Comentário                                     | Coleção |
|---------------------------------|------|-----|--|--------------|-------------------|------------|--------------|-----------------------------------|--|---------|
|                                 |      |     |  |              |                   |            |              |                                   |  |         |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 1   |  | Ponta Grossa | PR                | Brasil     | 27.vii.1987  | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 1   |  | Guarapuava   | PR                | Brasil     | 25.viii.1986 | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 1   |  | Guarapuava   | PR                | Brasil     | 01.ix.19856  | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 2   |  | Guarapuava   | PR                | Brasil     | 04.viii.1986 | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 1   |  | Colombo      | PR                | Brasil     | 20.x.1986    | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Embrapa, BR-476, Km 20; Parátipo               | DZUP    |
| <i>Neurotrixa sulina</i>        | 0    | 1   |  | Guarapuava   | PR                | Brasil     | 27.viii.1987 | Lev.<br>Entomológico<br>PROFAUPAR | Estação de água Santa Clara; Malaise; Parátipo | DZUP    |
| <i>Ophya albuquerquei</i>       | 4    | 1   |  | Pelotas      | RS                | Brasil     | ii.2001      | R. F. Krüger                      |  | DZUP    |
| <i>Palpibracus nigriventris</i> | 4    | 7   |  | Dalcachue    | Chiloé prov.      | Chile      | i.1962       | L.E. Peña                         | Ilha de Chiloé                                 | MZSP    |
| <i>Palpibracus pilosus</i>      | 1    | 2   |  | Punta Arenas | Magallanes prov.  | Chile      | 9-15.i.1966  | Flint & Cekalovic                 |  | USNM    |
| <i>Palpibracus spicatus</i>     | 1    | 3   |  | Dalcachue    | Chiloé prov.      | Chile      | i.1962       | L.E. Peña                         | Ilha de Chiloé                                 | MZSP    |
| <i>Palpibracus spicatus</i>     | 0    | 1   |  | Osorno       | Osorno prov.      | Chile      | I.1962       | L.E. Peña                         | Pucatrihue balneario                           | MZSP    |
| <i>Phaonia angelicae</i>        | 1    | 0   |  |              | Oxfordshire cond. | Inglaterra | 18.vi.88     | A.C. Pont & B. Pont               | Wychwood NNR; SP 3216-3416                     | DZUP    |
| <i>Phaonia angelicae</i>        | 0    | 5   |  | Norfolk      |                   | Inglaterra | 25.viii.1992 | C.J.B. Carvalho                   | Upton Broad                                    | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                    | Sexo |   | Localidade         | Estado            | País       | Data            | Coletor                  | Comentário                                 | Coleção |
|----------------------------|------|---|--------------------|-------------------|------------|-----------------|--------------------------|--|---------|
|                            | M    | F |                    |                   |            |                 |                          |  |         |
| <i>Phaonia grajauensis</i> | 0    | 1 | Barra do Ribeiro   | RS                | Brasil     | 27.xi.2011      | R.F. Krüger & F.D. Kirst | R.P.N Barba Negra; Mata da faxina          | DZUP    |
| <i>Phaonia grajauensis</i> | 1    | 0 | Porto Alegre       | RS                | Brasil     | 24.xi.2011      | R.F. Krüger & F.D. Kirst | Reserva Biológica do Lami                  | DZUP    |
| <i>Phaonia</i> sp. 1       | 0    | 1 | Pelotas            | RS                | Brasil     | 7.xi.2011       | R.F. Krüger & F.D. Kirst | Arroio Corrientes; Ponto 3; Dunas; Malaise | DZUP    |
| <i>Phaonia</i> sp. 1       | 1    | 2 | Pelotas            | RS                | Brasil     | 4.xi.2011       | R.F. Krüger & F.D. Kirst | Arroio Pelotas; Malaise                    | DZUP    |
| <i>Philornis zeteki</i>    | 0    | 1 | Brasília           | DF                | Brasil     | 20.ix.2009      | C. Kosmann               | Voucher T30; ESEC AEIII; VSR               | DZUP    |
| <i>Philornis zeteki</i>    | 0    | 1 | Brasília           | DF                | Brasil     | 20.ix.2010      | C. Kosmann               | Voucher T50; ESEC AEIII; VSR               | DZUP    |
| <i>Polietes lardaria</i>   | 1    | 0 |                    | Oxfordshire cond. | Inglaterra | 14.ix.2003      | S.S. Nihei               | Brasenose Wood                             | DZUP    |
| <i>Polietes lardaria</i>   | 0    | 1 |                    | Oxfordshire cond. | Inglaterra | 14.ix.2003      | S.S. Nihei               | Brasenose Wood                             | DZUP    |
| <i>Polietes lardaria</i>   | 1    | 0 | Öregrund           | Uppsala cond.     | Suécia     | 14-17.vii.1980  | A.C. Pont                | nr Sunhano                                 | DZUP    |
| <i>Polietes lardaria</i>   | 0    | 1 | Ög                 |                   | Suécia     | 8.vii.1980      | A.C. Pont                | nr Stavjö; 23km E Norrköping               | DZUP    |
| <i>Polietina orbitalis</i> | 1    | 0 | Terra Boa          | PR                | Brasil     | 15-25.viii.1985 | J.A. Rafael              |  | DZUP    |
| <i>Polietina orbitalis</i> | 0    | 1 | Engenheiro Beltrão | PR                | Brasil     | 25-26.xii.1983  | J.A. Rafael              |  | DZUP    |
| <i>Polietina orbitalis</i> | 1    | 0 | Barra do Ribeiro   | RS                | Brasil     | 27.xi.2011      | R.F. Krüger, F.D. Kirst  | R.P.N Barba Negra; Mata da faxina          | DZUP    |
| <i>Polietina orbitalis</i> | 0    | 1 | Porto Alegre       | RS                | Brasil     | 24.xi.2011      | R.F. Krüger, F.D. Kirst  | Reserva Biológica do Lami                  | DZUP    |

Tabela 1. (Continuação)

| Espécie                          | Sexo |   | Localidade          | Estado          | País    | Data         | Coletor                         | Comentário  | Coleção |
|----------------------------------|------|---|---------------------|-----------------|---------|--------------|---------------------------------|---|---------|
|                                  | M    | F |                     |                 |         |              |                                 |   |         |
| <i>Potamia littoralis</i>        | 0    | 1 | n.i.                | Maryland        | EUA     | 17.ix.1967   | G. Steyskal                     | Montgy's Co   | USNM    |
| <i>Potamia plumata</i>           | 1    | 0 | Tarma               | Tarma prov.     | Peru    | 8.iii.1977   | D. Baumgartner                  |   | UIC     |
| <i>Potamia plumata</i>           | 1    | 0 | Tarma               | Tarma prov.     | Peru    | 9.iii.1977   | D. Baumgartner                  | 1000m   | UIC     |
| <i>Potamia plumata</i>           | 0    | 1 | La Merced           | Junin prov      | Peru    | 2.xii.1970   | J.W. Boyes                      |   | DZUP    |
| <i>Potamia plumata</i>           | 1    | 0 | Quito               | Pichincha prov. | Equador |              | R.S. Zack & R.W. Sites          | 2820m; in city  | WSU     |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>  | 3    | 0 | Jauja               | Jauja prov.     | Peru    | 12.viii.1979 | M. Szyska                       |   | UIC     |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>  | 0    | 1 | Cochas Bajo         | Tarma prov.     | Peru    | 18.vi.1980   | B. Greenberg                    | Eusynanthropic; dog feces bait;                               | UIC     |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>  | 0    | 1 | Cusco               | Cusco prov.     | Peru    | 19.iii.1968  | n.i.                            |   | MZSP    |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>      | 4    | 2 | Arroio Grande       | RS              | Brasil  | 27.v.2002    | R.F. Krüger                     | Mauá; Malaise   | DZUP    |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>      | 1    | 2 | Barueri             | SP              | Brasil  | 4.xii.1965   | K. Lencko                       |   | DZUP    |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>      | 0    | 1 | Barueri             | SP              | Brasil  | 3.ii.1962    | K. Lencko                       |   | DZUP    |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i> | 0    | 1 | Cáceres             | MT              | Brasil  | 12.xii.1984  | C. Elias                        | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i> | 0    | 1 | Cáceres             | MT              | Brasil  | 12.xi.1984   | Buzzi, Mielke, Elis, Casagrande | Polonoroeste  | DZUP    |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i> | 0    | 1 | Ilha Barro Colorado |                 | Panamá  | ii.1967      | Roger D. Akre                   | Canal Zone  | WSU     |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i> | 1    | 0 |                     | AM              | Brasil  | 26.vi.1978   | L.P. Albuquerque                | Reserva Ducke   | WSU     |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>       | 1    | 1 | Mostardas           | RS              | Brasil  | 12.ii.2012   | R.F. Krüger & F.D. Kirst        | Parque Nacional Lagoa do Peixe; Fazenda do Boiadeiro; Malaise | DZUP    |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>       | 1    | 0 | Pelotas             | RS              | Brasil  | 26.vii.2002  | R.F. Krüger                     |   | DZUP    |

Tabela 1. (Conclusão)

| Espécie                        | Sexo |   | Localidade              | Estado                           | País     | Data         | Coletor                | Comentário                                       | Coleção |
|--------------------------------|------|---|-------------------------|----------------------------------|----------|--------------|------------------------|--|---------|
|                                | M    | F |                         |                                  |          |              |                        |  |         |
| <i>Syllimnophora lispomina</i> | 2    | 1 | Ilha Robinson<br>Crusoe | Arquipelago<br>Juan<br>Fernandez | Chile    | 1-11.i.1993  | Marshall &<br>Gonzalez | Bahia Cumberland,<br>Univeridad de<br>Concepción | DZUP    |
| <i>Syllimnophora lispomina</i> | 0    | 1 | Ilha Robinson<br>Crusoe | Arquipelago<br>Juan<br>Fernandez | Chile    | 1-10.i.1993  | S.A. Marshall          | Bahia Cumberland,<br>Univeridad de<br>Concepción | DZUP    |
| <i>Thricops cunctans</i>       | 1    | 0 |                         | Lappmark<br>prov.                | Suécia   | 28.vii.1970  | A.C. Pont & B.<br>Pont | Parque Nacional Abisko                           | DZUP    |
| <i>Thricops cunctans</i>       | 0    | 1 |                         | Lappmark<br>prov.                | Suécia   | 17.viii.1970 | A.C. Pont & B.<br>Pont | Parque Nacional Abisko                           | DZUP    |
| <i>Thricops diaphanus</i>      | 1    | 0 | Schöingeising           | Bavana                           | Alemanha | vi.2010      | W. Schacht             |  | DZUP    |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>  | 1    | 0 | Yamanashi               |                                  | Japão    | 17.vi.1971   | R. Kano                | Lake Yamanaka                                    | DZUP    |
| <i>Xenotachina montana</i>     | 0    | 1 | Fukushima               |                                  | Japão    | 1-4.vii.1968 | S. Shinonaga           | Lake Inawahiro                                   | DZUP    |



Tabela 2. Lista dos terminais utilizados nas análises filogenéticas e as respectivas fontes de informação. Células com o nome do gene indicam novos sequenciamentos, e células com chaves numéricas indicam os números de acesso do espécimen no Genbank. Abreviaturas: genes 12S, 16S, 28S, AATS (Aspartil-tRNA Sintetase), CAD, COI (Citocromo c oxidase 1), EF1- $\alpha$  (Fator de elongação 1- $\alpha$ ), Cod = códigos da titulação das amostras, servem para diferenciar espécimes das mesmas espécies nas análises, MFG = significa terminal codificado na matriz de dados morfológicos.

| Táxon   | 12S             | 16S             | 28S             | AATS            | CAD             | COI             | CYTB            | EF1A            | MFG       | Cod        | Coleta                       |
|---|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------|------------|------------------------------|
| <i>Acanthiptera rohrelliformis</i><br>(Robineau-Desvoidy, 1830) | <b>KJ476258</b> | <b>KJ476294</b> | <b>KJ476331</b> | <b>KP161760</b> | n.a.            | <b>KP161727</b> | <b>KJ510542</b> | <b>KP161759</b> | <b>OK</b> |            |                              |
| <i>Arthurella choelensis</i><br>Pattucci & Mariluis, 2011       | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                              |
| <i>Arthurella nudiseta</i><br>Albuquerque, 1954                 | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                              |
| <i>Atherigona apicemaculata</i><br>Hennig, 1952                 | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T59</b> | Austrália,<br>Pungalina Park |
| <i>Atherigona (Acritochaeta)</i> sp.                            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T64</b> | Burundi,<br>Kayanza          |
| <i>Atherigona orientalis</i><br>Schiner, 1868                   | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161761</b> | <b>KP161814</b> | <b>KP161673</b> | n.a.            | <b>KP161729</b> | n.a.      |            |                              |
| <i>Atherigona orientalis</i><br>Schiner, 1868                   | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>AATS</b>     | <b>CAD</b>      | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | <b>OK</b> | <b>T28</b> | Brasil,<br>Maringá-PR        |
| <i>Atherigona oryzae</i><br>Malloch, 1925                       | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>CAD</b>      | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T63</b> | Japão, Tóquio                |
| <i>Atherigona oryzae</i><br>Malloch., 1925                      | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>CAD</b>      | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T32</b> | Japão, Tóquio                |
| <i>Atherigona seticauda</i><br>Malloch, 1926                    | <b>KJ476259</b> | <b>KJ476295</b> | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KJ510607</b> | <b>KJ510543</b> | <b>KJ510581</b> | n.a.      |            |                              |
| <i>Atherigona theodori</i><br>Hennig, 1963                      | <b>KJ476260</b> | <b>KJ476296</b> | <b>KJ476332</b> | n.a.            | n.a.            | <b>KJ510608</b> | <b>KJ510544</b> | <b>KJ510582</b> | n.a.      |            |                              |
| <i>Atherigona tibiseta</i><br>Malloch, 1924                     | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | <b>OK</b> | <b>T58</b> | Austrália, Black<br>Mountain |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S             | 16S             | 28S             | AATS            | CAD             | COI             | CYTB            | EF1A            | MFG       | Cod        | Coleta                        |
|--|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------|------------|-------------------------------|
| <i>Atherigona varia</i><br>(Meigen, 1826)                  | <b>KJ476261</b> | <b>KJ476297</b> | <b>KJ476333</b> | n.a.            | n.a.            | <b>KJ510609</b> | n.a.            | <b>KJ510583</b> | n.a.      |            |                               |
| <i>Australophyra rostrata</i><br>(Robineau-Desvoidy, 1830) | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932127</b> | <b>KU932154</b> | <b>KU932181</b> | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Azelia cilipes</i> (Haliday, 1838)                      | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932127</b> | <b>KU932154</b> | <b>KU932181</b> | n.a.      |            |                               |
| <i>Azelia nebulosa</i><br>(Robineau-Desvoidy, 1830)        | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161731</b> | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Azelia zetterstedtii</i><br>Rondani, 1866               | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932128</b> | <b>KU932155</b> | <b>KU932182</b> | n.a.      |            |                               |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i><br>(Wiedemann, 1830)           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161764</b> | <b>KP161816</b> | <b>AJ623298</b> | n.a.            | <b>KP161733</b> | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Bithoracochaeta calopus</i><br>(Bigot, 1885)            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161763</b> | <b>KP161815</b> | <b>KP161675</b> | n.a.            | <b>KP161732</b> | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Brachyasterina violaceiventris</i><br>Macquart, 1851    | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Brachygasterina major</i><br>Malloch, 1934              | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Calliphoroides antenatis</i><br>(Hutton, 1881)          | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                               |
| <i>Cariocamyia</i> sp.7 (ou spG)                           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161766</b> | <b>KP161818</b> | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T49</b> | <b>Brasil,<br/>Maringá-PR</b> |
| <i>Cariocamyia</i> sp.7 (ou spG)                           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>AATS</b>     | <b>CAD</b>      | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | <b>OK</b> | <b>T09</b> | <b>Brasil,<br/>Maringá-PR</b> |
| <i>Cariocamyia</i> sp.1 (ou spA)                           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |                               |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                 |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|------------------------|
| <i>Chaetogenia stigmatica</i><br>Malloch, 1928        | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161767 | n.a.     | KP161678 | n.a.     | KP161734 | OK   |     |                        |
| <i>Charadrella albuquerquei</i><br>Carvalho, 1985     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                        |
| <i>Charadrella malacophaga</i><br>Lopes, 1938         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                        |
| <i>Chortinus bequaerti</i><br>Aldrich, 1932           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                        |
| <i>Coenosia testacea</i><br>(Robineau-Desvoidy, 1830) | FJ025367 | FJ025426 | n.a.     | n.a.     | FJ025569 | FJ025605 | FJ025707 | n.a.     | n.a. |     |                        |
| <i>Coenosia tigrina</i><br>(Fabricius, 1775)          | FJ025368 | FJ025427 | FJ025503 | n.a.     | FJ025570 | FJ025606 | FJ025708 | n.a.     | n.a. |     |                        |
| <i>Correntosia</i> sp.                                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                        |
| <i>Curranosia</i> sp.                                 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161770 | KP161820 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |                        |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i><br>(Walker, 1853)        | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T03 | Brasil, Palmas-PR      |
| <i>Cyrtoneurina alifusca</i><br>Couri, 1982           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161688 | n.a.     | KP161757 | n.a. |     |                        |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i><br>(Stein, 1904)         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | CAD      | KP161679 | n.a.     | EF1A     | OK   | T06 | Brasil, Manaus-AM      |
| <i>Cyrtoneurina</i> sp.                               | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T14 | Costa Rica, Santa Rosa |

Tabela 2. (Continuação)

| <b>Táxon</b>  | <b>12S</b> | <b>16S</b> | <b>28S</b> | <b>AATS</b> | <b>CAD</b> | <b>COI</b> | <b>CYTB</b> | <b>EF1A</b> | <b>MFG</b> | <b>Cod</b> | <b>Coleta</b>           |
|---|------------|------------|------------|-------------|------------|------------|-------------|-------------|------------|------------|-------------------------|
| <i>Cyrtoneurina costalis</i><br>(Walker, 1853)        | n.a.       | n.a.       | n.a.       | AATS        | n.a.       | COI        | n.a.        | EF1A        | OK         | T02        | Brasil,<br>Camaquã-RS   |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i><br>(Walker, 1853)        | n.a.       | n.a.       | n.a.       | AATS        | n.a.       | COI        | n.a.        | n.a.        | n.a.       | T08        | Brasil,<br>Mostardas-RS |
| <i>Cyrtoneurina uber</i><br>Giglio-Tos, 1893          | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | n.a.       | n.a.       | n.a.        | n.a.        | OK         |            |                         |
| <i>Cyrtoneuropsis armipes</i><br>(Stein, 1911)        | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | CAD        | COI        | n.a.        | EF1A        | n.a.       | T10        | Brasil, Manaus-<br>AM   |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i><br>(Hough, 1900)        | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | n.a.       | COI        | n.a.        | n.a.        | OK         | T74        | Brasil, Cáceres-<br>MT  |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i><br>(Stein, 1911)      | n.a.       | n.a.       | n.a.       | AATS        | CAD        | COI        | n.a.        | EF1A        | OK         | T11        | Brasil, Manaus-<br>AM   |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i><br>(Stein, 1911)      | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | CAD        | COI        | n.a.        | KPI161758   | n.a.       | T41        | Brasil, Manaus-<br>AM   |
| <i>Cyrtoneuropsis dubia</i><br>(Snyder, 1954)         | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | n.a.       | COI        | n.a.        | EF1A        | n.a.       | T12        | Costa Rica,<br>Alajuela |
| <i>Cyrtoneuropsis flaviantennata</i><br>(Couri, 1982) | n.a.       | n.a.       | n.a.       | n.a.        | CAD        | COI        | n.a.        | n.a.        | n.a.       | T15        | Brasil, Manaus-<br>AM   |
| <i>Cyrtoneuropsis flaviantennata</i><br>(Couri, 1982) | n.a.       | n.a.       | n.a.       | AATS        | n.a.       | COI        | n.a.        | n.a.        | n.a.       | T46        | Brasil, Manaus-<br>AM   |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i><br>Curran, 1934      | n.a.       | n.a.       | n.a.       | AATS        | CAD        | COI        | n.a.        | EF1A        | OK         | T17        | Brasil, Manaus-<br>AM   |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S  | 16S  | 28S  | AATS | CAD  | COI      | CYTB | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta               |
|--|------|------|------|------|------|----------|------|----------|------|-----|----------------------|
| <i>Cyrtoneuroopsis fuscicosta</i><br>Curran, 1934          | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | CAD  | COI      | n.a. | EF1A     | n.a. | T44 | Brasil, Manaus-AM    |
| <i>Cyrtoneuroopsis gemina</i><br>(Wiedemann, 1830)         | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | CAD  | COI      | n.a. | EF1A     | OK   | T84 | Colômbia, Arenal     |
| <i>Cyrtoneuroopsis incognita</i><br>(Snyder, 1954)         | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a. | n.a.     | OK   |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis mellina</i><br>(Stein, 1918)            | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a. | n.a.     | OK   |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis maculipennis</i><br>(Macquart, 1843)    | n.a. | n.a. | n.a. | AATS | CAD  | COI      | n.a. | EF1A     |      | T20 | Brasil, Brasília-DF  |
| <i>Cyrtoneuroopsis maculipennis</i><br>(Macquart, 1843)    | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | CAD  | COI      | n.a. | EF1A     | n.a. | T40 | Brasil, Brasília-DF  |
| <i>Cyrtoneuroopsis maculipennis</i><br>(Macquart, 1843)    | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | AJ879591 | n.a. | AJ871201 | n.a. |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis mimica</i><br>(Snyder, 1954)            | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a. | n.a.     | OK   |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis multomaculata</i><br>(Stein, 1904)      | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | KP161684 | n.a. | n.a.     | OK   |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis neotrita</i><br>(Snyder, 1954)          | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | KP161686 | n.a. | EF1A     | n.a. | T85 | Brasil, Manaus-AM    |
| <i>Cyrtoneuroopsis niseae</i><br>Haseyama & Carvalho, 2012 | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | n.a. | KP161687 | n.a. | n.a.     | OK   |     |                      |
| <i>Cyrtoneuroopsis paraescitia</i><br>(Couri, 1995)        | n.a. | n.a. | n.a. | AATS | CAD  | COI      | n.a. | n.a.     | OK   | T19 | Brasil, Joinville-SC |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S  | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                           |
|---|----------|----------|------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|----------------------------------|
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i><br>(Couri, 1995)  | n.a.     | n.a.     | n.a. | n.a.     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | n.a. | T39 | Brasil, Joinville-SC             |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i><br>(Snyder, 1954) | n.a.     | n.a.     | n.a. | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | OK   | T22 | Brasil, São Gabriel da Cachoeira |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i><br>(Snyder, 1954) | n.a.     | n.a.     | n.a. | n.a.     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T48 | Brasil, São Gabriel da Cachoeira |
| <i>Cyrtoneuropsis similata</i><br>(Couri, 1982)     | n.a.     | n.a.     | n.a. | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T21 | Colômbia, Arenal                 |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i><br>(Stein, 1904)     | KJ476266 | KJ476302 | n.a. | n.a.     | n.a.     | KJ510614 | KJ510548 | KJ510587 | n.a. |     |                                  |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i><br>(Stein, 1904)     | n.a.     | n.a.     | n.a. | KP161769 | KP161819 | KP161656 | n.a.     | KP161735 | n.a. |     |                                  |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i><br>(Stein, 1904)     | n.a.     | n.a.     | n.a. | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T24 | Brasil, Manaus-AM                |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i><br>(Stein, 1904)     | n.a.     | n.a.     | n.a. | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | OK   | T42 | Brasil, Manaus-AM                |
| <i>Cyrtoneuropsis sp.</i>                           | n.a.     | n.a.     | n.a. | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T23 | Colômbia, Arenal                 |
| <i>Cyrtoneuropsis sp.</i>                           | n.a.     | n.a.     | n.a. | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T25 | Brasil, Manaus-AM                |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                              |
|--|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-------------------------------------|
| <i>Cyrtoneuropsis</i> sp.                                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | n.a. | T66 | Brasil, P.N. da Serra do Divisor-AC |
| <i>Cyrtoneuropsis</i> sp.                                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T69 | Brasil, P.N. da Serra do Divisor-AC |
| <i>Dalcyella veniseta</i> (Dodge, 1967)                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                                     |
| <i>Dasyphora cyanella</i> (Meigen, 1826)                 | FJ025373 | FJ025433 | FJ025511 | n.a.     | FJ025574 | FJ025611 | n.a.     | FJ025671 | n.a. |     |                                     |
| <i>Dichaetomyia bibax</i> (Wiedemann, 1830)              | KJ476267 | KJ476303 | KJ476337 | KP161771 | KP161821 | KP161685 | KJ510549 | KP161736 | OK   |     |                                     |
| <i>Dichaetomyia johannis</i> Pont, 1967                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161762 | KP161813 | KP161663 | n.a.     | KP161730 | OK   |     |                                     |
| <i>Dichaetomyia luteiventris</i> (Rondani, 1873)         | KJ476268 | KJ476304 | KJ476338 | n.a.     | n.a.     | KJ510616 | KJ510550 | n.a.     | n.a. |     |                                     |
| <i>Dolichophaonia santoamarensis</i> (Albuquerque, 1958) | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161772 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161737 | OK   |     |                                     |
| <i>Drymeia alpicola</i> (Rondani, 1871)                  | FJ025370 | FJ025430 | FJ025508 | n.a.     | FJ025572 | FJ025608 | FJ025710 | FJ025669 | n.a. |     |                                     |
| <i>Drymeia hamata</i> (Fällen, 1823)                     | FJ025371 | FJ025431 | FJ025509 | n.a.     | FJ025573 | FJ025609 | FJ025711 | FJ025670 | OK   |     |                                     |
| <i>Eginia ocypterata</i> (Meigen, 1826)                  | KJ476269 | KJ476305 | KJ476339 | n.a.     | n.a.     | KJ510617 | KJ510551 | KJ510588 | OK   |     |                                     |
| <i>Genero A sp I</i>                                     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | OK   | T77 | Equador, Loja                       |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|--------|
| <i>Genero A sp 2</i>                            | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Graphomya rufitibia</i><br>(Stein, 1918)     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161774 | KP161822 | KP161666 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Graphomya auriceps</i><br>Malloch, 1934      | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Graphomyia maculata</i><br>(Scopoli, 1763)   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | JX438032 | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Gymnodia debilis</i><br>(Williston, 1896)    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161765 | KP161817 | KP161676 | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Gymnodia delecta</i><br>(Wulp, 1896)         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Gymnodia humilis</i><br>(Zetterstedt, 1860)  | KJ476270 | KJ476306 | KJ476340 | n.a.     | n.a.     | KJ510618 | KJ510552 | KJ510589 | n.a. |     |        |
| <i>Gymnodia marshalli</i><br>Malloch, 1921      | KJ476271 | KJ476307 | KJ476341 | n.a.     | n.a.     | KJ510619 | KJ510553 | KJ510590 | n.a. |     |        |
| <i>Haematobia irritans</i><br>(Linnaeus, 1758)  | n.a.     | FJ025436 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | DQ029097 | FJ025715 | KJ510591 | OK   |     |        |
| <i>Haematobosca stimulans</i><br>(Meigen, 1824) | FJ025375 | FJ025437 | FJ025518 | n.a.     | FJ025576 | FJ025615 | FJ025716 | FJ025673 | n.a. |     |        |
| <i>Hebecnema vespertina</i><br>(Fällen, 1823)   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161776 | KP161823 | KP161717 | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Helina celsa</i> (Harris, 1780)              | FJ025376 | FJ025438 | FJ025521 | n.a.     | n.a.     | FJ025618 | FJ025718 | FJ025674 | n.a. |     |        |
| <i>Helina evecta</i> (Harris, 1780)             | FJ025377 | FJ025439 | FJ025522 | KP161777 | n.a.     | FJ025619 | FJ025719 | FJ025675 | OK   |     |        |
| <i>Helina fratercula</i><br>(Zetterstedt, 1845) | KJ476273 | KJ476309 | KJ476343 | n.a.     | n.a.     | KJ510621 | KJ510555 | KJ510592 | n.a. |     |        |



Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S             | 16S             | 28S             | AATS            | CAD             | COI             | CYTB            | EF1A            | MFG       | Cod        | Coleta                                     |
|--|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------|------------|--|
| <i>Helina lasiophthalma</i><br>(Macquart, 1835)                    | <b>FJ025379</b> | n.a.            | <b>FJ025524</b> | n.a.            | <b>KJ510577</b> | <b>FJ025621</b> | <b>FJ025720</b> | n.a.            | n.a.      |            |  |
| <i>Helina rufiguttata</i><br>(Macquart, 1851)                      | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Helina subreptitia</i><br>(Albuquerque & Lopes, 1979)           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Helina subvitata</i>  | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KR724206</b> | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Helina</i> sp. 1  | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>AATS</b>     | <b>CAD</b>      | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.      | <b>T68</b> | <b>Brasil, P.N. da Serra do Divisor-AC</b> |
| <i>Helina</i> sp. 2  | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>AATS</b>     | n.a.            | <b>COI</b>      | n.a.            | <b>EF1A</b>     | n.a.      | <b>T04</b> | <b>Brasil, Palmas-PR</b>                   |
| <i>Hemichlora scordalus</i><br>(Walker, 1861)                      | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161778</b> | n.a.            | <b>KP161690</b> | n.a.            | n.a.            | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Huckettomyia watanabei</i><br>Pont & Shinonaga, 1970            | <b>KJ476276</b> | <b>KJ476311</b> | <b>KJ476346</b> | <b>KP161779</b> | <b>KP161824</b> | <b>KP161691</b> | <b>KJ510557</b> | <b>KP161738</b> | n.a.      |            |  |
| <i>Hydrotaea (Ophyra) aenescens</i><br>(Wiedemann, 1830)           | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KP161794</b> | <b>KP161837</b> | <b>KU932129</b> | <b>KU932156</b> | <b>KU932183</b> | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Hydrotaea (Ophyra)</i><br><i>albuquerquei</i> (Lopes, 1985)     | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932149</b> | <b>KU932157</b> | n.a.            | <b>OK</b> |            |  |
| <i>Hydrotaea (Ophyra)</i><br><i>chalcogaster</i> (Wiedemann, 1824) | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932150</b> | <b>KU932159</b> | <b>KU932185</b> | n.a.      |            |  |
| <i>Hydrotaea (Ophyra) ignava</i><br>(Harris, [1780])               | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932134</b> | <b>KU932164</b> | <b>KU932190</b> | n.a.      |            |  |
| <i>Hydrotaea (Ophyra) solitaria</i><br>(Albuquerque, 1958)         | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | n.a.            | <b>KU932152</b> | <b>KU932171</b> | <b>KU932196</b> | n.a.      |            |  |





Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta |
|--|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|--------|
| <i>Mesembrina meridiana</i><br>(Linnaeus, 1758)      | FJ025390 | FJ025452 | FJ025537 | n.a.     | FJ025586 | FJ025633 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i><br>Malloch, 1922     | KJ476281 | KJ476317 | KJ476352 | n.a.     | n.a.     | KJ510630 | KJ510563 | KJ510596 | OK   |     |        |
| <i>Micropotamia minuscula</i><br>Albuquerque, 1955   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Micropotamia sp.</i>                              | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161784 | KP161829 | KP161696 | n.a.     | KP161740 | n.a. |     |        |
| <i>Morellia aenescens</i><br>Robineau-Desvoidy, 1830 | FJ025391 | FJ025454 | FJ025539 | n.a.     | FJ025587 | FJ025634 | FJ025731 | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Morellia hortorum</i><br>(Fällen, 1817)           | FJ025392 | FJ025455 | FJ025540 | n.a.     | FJ025588 | FJ025635 | FJ025732 | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Morellia semimarginata</i><br>(Stein, 1918)       | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161785 | KP161830 | KP161697 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Morellia simplex</i> (Loew, 1857)                 | FJ025393 | FJ025456 | FJ025541 | n.a.     | FJ025589 | FJ025636 | FJ025733 | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Mulfordia ferruginea</i><br>Malloch, 1928         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Musca autumnalis</i><br>De Geer, 1776             | FJ025394 | FJ025457 | KJ476353 | n.a.     | FJ025590 | FJ025637 | KU932173 | KU932198 | n.a. |     |        |
| <i>Musca domestica</i><br>Linnaeus, 1758             | DQ656896 | DQ648650 | DQ656974 | KC178316 | FJ025591 | KU932143 | KU932174 | KU932199 | OK   |     |        |
| <i>Muscina angustifrons</i><br>(Loew, 1858)          | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161786 | KP161831 | KP161698 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Muscina levida</i><br>(Harris, 1780)              | FJ025395 | FJ025458 | FJ025544 | n.a.     | n.a.     | FJ025638 | FJ025735 | FJ025688 | OK   |     |        |
| <i>Muscina pascuorum</i><br>(Meigen, 1826)           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161787 | n.a.     | KP161699 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta            |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-------------------|
| <i>Muscina pascuorum</i><br>(Meigen, 1826)                                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | n.a. | T60 | Japão, Tóquio     |
| <i>Muscina stabulans</i><br>(Fällen, 1817)                                | FJ025396 | EF531117 | EF531145 | n.a.     | EF531167 | EF531210 | FJ025736 | FJ025689 | OK   |     |                   |
| <i>Mydaea ancilla</i> (Meigen, 1826)                                      | FJ025398 | FJ025460 | FJ025547 | n.a.     | FJ025592 | FJ025639 | FJ025737 | FJ025690 | n.a. |     |                   |
| <i>Mydaea humeralis</i><br>Robineu-Desvoidy, 1830                         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161828 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                   |
| <i>Mydaea plaumanni</i><br>Snyder, 1941                                   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                   |
| <i>Mydaea urbana</i><br>(Meigen, 1826)                                    | FJ025399 | n.a.     | FJ025548 | n.a.     | FJ025593 | FJ025641 | FJ025739 | FJ025691 | n.a. |     |                   |
| <i>Myospila cyanea</i><br>(Macquart, 1843)                                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                   |
| <i>Myospila mediotabunda</i><br>(Fabricius, 1791)                         | FJ025400 | FJ025462 | FJ025549 | n.a.     | FJ025594 | FJ025642 | n.a.     | FJ025692 | OK   |     |                   |
| <i>Myospila obscura</i><br>(Shannon & Del ponte, 1926)                    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                   |
| <i>Myospila sp.</i>   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161788 | KP161832 | KP161701 | n.a.     | KP161741 | n.a. |     |                   |
| <i>Neivamyia flavicornis</i><br>(Malloch, 1928)                           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161792 | KP161835 | KP161712 | n.a.     | KP161743 | n.a. |     |                   |
| <i>Neodextropsis paranaensis</i><br>Costacurta, Couri & Carvalho,<br>2005 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161789 | n.a.     | KP161657 | n.a.     | KP161742 | OK   |     |                   |
| <i>Neomuscina aff mimosa</i><br>Lopes & Khouri, 1995                      | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T31 | Brasil, Manaus-AM |



Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S  | 16S  | 28S  | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                              |
|--|------|------|------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-------------------------------------|
| <i>Neomuscina</i> sp novE                                | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                                     |
| <i>Neomuscina stabilis</i><br>(Stein, 1911)              | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T36 | Brasil, Manaus-AM                   |
| <i>Neomuscina stabilis</i><br>(Stein, 1911)              | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T45 | Brasil, Manaus-AM                   |
| <i>Neomuscina vitoriae</i><br>Lopes & Khouri 1995        | n.a. | n.a. | n.a. | AATS     | CAD      | n.a.     | n.a.     | EF1A     | n.a. | T53 | Colômbia, Arenal                    |
| <i>Neomuscina vitoriae</i><br>Lopes & Khouri 1995        | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | EF1A     | n.a. | T33 | Colômbia, Arenal                    |
| <i>Neomuscina vitoriae</i><br>Lopes & Khouri 1995        | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                                     |
| <i>Neomuscina</i> sp.                                    | n.a. | n.a. | n.a. | AATS     | CAD      | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a. | T67 | Brasil, P.N. da Serra do Divisor-AC |
| <i>Neomyia cornicina</i><br>(Fabricius, 1781)            | n.a. | n.a. | n.a. | KP161791 | KP161834 | KP161710 | KU932175 | KU932200 | OK   |     |                                     |
| <i>Neomyia gavisia</i><br>(Walker, 1859)                 | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                                     |
| <i>Neomyia lauta</i><br>(Wiedemann, 1830)                | n.a. | n.a. | n.a. | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                                     |
| <i>Neurotrixa felsina</i><br>(Shannon & Del Ponte, 1926) | n.a. | n.a. | n.a. | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T05 | Brasil, Palmas-PR                   |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                |
|--|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-----------------------|
| <i>Neurotrixa felsina</i><br>(Shannon & Del Ponte, 1926)   | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | OK   | T13 | Brasil, Palmas-PR     |
| <i>Neurotrixa marinonii</i><br>Costacurta & Carvalho, 2005 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | OK   | T38 | Brasil, Pelotas-RS    |
| <i>Neurotrixa marinonii</i><br>Costacurta & Carvalho, 2005 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | EF1A     | n.a. | T87 | Brasil, Pelotas-RS    |
| <i>Neurotrixa sulina</i><br>Costacurta & Carvalho, 2005    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | n.a.     | OK   | T07 | Brasil, Rio Grande-RS |
| <i>Ochromusca trifaria</i><br>(Bigot, 1878)                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                       |
| <i>Orchisia costata</i><br>(Meigen, 1826)                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161793 | KP161836 | KP161668 | n.a.     | KP161744 | n.a. |     |                       |
| <i>Palpibracus nigriventris</i><br>(Malloch, 1928)         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                       |
| <i>Palpibracus pilosus</i><br>(Macquart, 1851)             | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                       |
| <i>Palpibracus spicatus</i><br>(Malloch, 1934)             | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                       |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i><br>(Villeneuve, 1915)      | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                       |
| <i>Passeromyia indecora</i><br>Walker, 1858                | KJ476285 | KJ476321 | KJ476357 | n.a.     | n.a.     | KJ510635 | KJ510568 | KJ510599 | n.a. |     |                       |
| <i>Phaonia alpicola</i><br>(Zetterstedt, 1845)             | KJ476286 | KJ476322 | KJ476358 | n.a.     | n.a.     | KJ510636 | KJ510569 | KJ510600 | n.a. |     |                       |



Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                  |
|--|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-------------------------|
| <i>Phaonia angelicae</i><br>(Scopoli, 1763)              | KJ476287 | KJ476323 | n.a.     | n.a.     | KP161838 | KP161714 | KJ510570 | KJ510601 | OK   |     |                         |
| <i>Phaonia grajauensis</i><br>(Albuquerque, 1957)        | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                         |
| <i>Phaonia pallida</i><br>(Fabricius, 1787)              | FJ025409 | FJ025469 | FJ025555 | n.a.     | FJ025596 | FJ025651 | FJ025747 | n.a.     | n.a. |     |                         |
| <i>Phaonia</i> sp. A                                     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                         |
| <i>Philornis</i> sp.                                     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | CAD      | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a. | T81 | Brasil,<br>Pirauara-PR  |
| <i>Philornis</i> aff <i>fasciventris</i><br>(Wulp, 1896) | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T34 | Brasil, Brasília-<br>DF |
| <i>Philornis aitkeni</i><br>Dodge, 1963                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | OK   | T57 | Brasil, Brasília-<br>DF |
| <i>Philornis blanchardi</i><br>Garcia, 1984              | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AJ617699 | n.a.     | AJ605068 | n.a. |     |                         |
| <i>Philornis seguyi</i><br>Garcia, 1952                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                         |
| <i>Philornis zeteki</i><br>Dodge & Aitken 1963           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161795 | KP161839 | KP161718 | n.a.     | KP161748 | n.a. |     |                         |
| <i>Philornis zeteki</i><br>Dodge & Aitken 1963           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T30 | Brasil, Brasília-<br>DF |
| <i>Philornis zeteki</i><br>Dodge & Aitken 1963           | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | CAD      | n.a.     | n.a.     | EF1A     | n.a. | T50 | Brasil, Brasília-<br>DF |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon  | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                   |
|--|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|--------------------------|
| <i>Polietes lardara</i><br>(Fabricius, 1781)               | KJ476289 | FJ025471 | FJ025557 | KP161798 | FJ025597 | KJ510640 | n.a.     | FJ025695 | OK   |     |                          |
| <i>Polietina orbitalis</i><br>(Stein, 1904)                | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161800 | KP161843 | KP161659 | n.a.     | KP161750 | OK   |     |                          |
| <i>Potamia littoralis</i><br>Robineau-Desvoidy, 1830       | FJ025412 | FJ025472 | FJ025558 | n.a.     | FJ025598 | KU932145 | KU932176 | KU932201 | OK   |     |                          |
| <i>Potamia plumata</i><br>(Carvalho, 1981)                 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                          |
| <i>Prohardyia intermedia</i><br>Pont, 1974                 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161802 | KP161840 | KP161672 | n.a.     | KP161751 | OK   |     |                          |
| <i>Pseudoptilolepis fluminensis</i><br>Albuquerque 1949    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161801 | KP161841 | KP161660 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |                          |
| <i>Pseudoptilolepis fuhvapoda</i><br>Snyder, 1949          | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AJ879603 | n.a.     | AJ871214 | OK   |     |                          |
| <i>Pseudoptilolepis nudapleura</i><br>Snyder, 1949         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                          |
| <i>Pseudoptilolepis sp 2</i>                               | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | CAD      | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T16 | Costa Rica,<br>Alajuela  |
| <i>Pseudoptilolepis sp 2</i>                               | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | EF1A     | n.a. | T88 | Costa Rica,<br>Alajuela  |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i><br>(Wiedemann, 1830)       | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                          |
| <i>Psilochaeta pampiana</i><br>(Shannon & Del Ponte, 1926) | n.a.     | n.a.     | n.a.     | AATS     | n.a.     | COI      | n.a.     | KP161746 | OK   | T61 | Brasil,<br>Petrópolis-RJ |
| <i>Pygophora confusa</i><br>Stein, 1919                    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161803 | KP161842 | KP161661 | n.a.     | KP161752 | n.a. |     |                          |

Tabela 2. (Continuação)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta                      |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|-----------------------------|
| <i>Reinwardtia</i> sp.                                    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161804 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161753 | OK   |     |                             |
| <i>Rhinomusca dutoitii</i><br>Zumpt, 1950                 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161805 | KP161844 | KP161721 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |                             |
| <i>Sarcopromusca pruna</i><br>(Shannon & Del Ponte, 1926) | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161809 | KP161848 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                             |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i><br>(Fabricius, 1805)     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161807 | KP161846 | KP161662 | n.a.     | KP161755 | OK   |     |                             |
| <i>Souzalopesmyia paraenses</i><br>Carvalho, 1999         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                             |
| <i>Spilogona dispar</i><br>(Fällen, 1823)                 | FJ025415 | FJ025475 | FJ025560 | n.a.     | FJ025599 | FJ025658 | FJ025751 | n.a.     | n.a. |     |                             |
| <i>Spilogona japonica</i><br>Shinonaga, 2000              | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161808 | KP161847 | KP161724 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |                             |
| <i>Stomoxys calcitrans</i><br>(Linnaeus, 1748)            | DQ656886 | EF531122 | DQ656963 | KC178317 | EF531173 | EF531216 | KU932178 | KU932203 | OK   |     |                             |
| <i>Syllimnophora lispomina</i><br>Hennig, 1963            | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                             |
| <i>Syllimnophora</i> sp.                                  | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161810 | n.a.     | KP161671 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |                             |
| <i>Syngamoptera flavipes</i><br>(Coquillett, 1898)        | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |                             |
| <i>Synthesiomomyia nudisetata</i><br>(Wulp, 1883)         | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161811 | KP161849 | COI      | n.a.     | EF1A     | OK   | T62 | Brasil, Feira de Santana-BA |
| <i>Thricops aculeipes</i><br>(Zetterstedt, 1838)          | FJ025417 | FJ025477 | KJ476365 | n.a.     | n.a.     | FJ025660 | FJ025752 | FJ025699 | n.a. |     |                             |

Tabela 2. (Conclusão)

| Táxon   | 12S      | 16S      | 28S      | AATS     | CAD      | COI      | CYTB     | EF1A     | MFG  | Cod | Coleta |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|------|-----|--------|
| <i>Thricops cunctans</i><br>(Meigen, 1826)                | FJ025418 | FJ025478 | FJ025564 | n.a.     | FJ025600 | FJ025661 | FJ025753 | FJ025700 | OK   |     |        |
| <i>Thricops diaphanus</i><br>(Wiedemann, 1817)            | n.a.     | n.a.     | n.a.     | KP161812 | KP161850 | KP161726 | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Thricops genarum</i><br>(Zetterstedt, 1838)            | FJ025419 | FJ025479 | KJ476366 | n.a.     | n.a.     | FJ025662 | FJ025754 | FJ025701 | n.a. |     |        |
| <i>Thricops nigritellus</i><br>(Zetterstedt, 1838)        | FJ025420 | FJ025480 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | FJ025663 | FJ025755 | FJ025702 | n.a. |     |        |
| <i>Villeneuveia aestuum</i><br>(Villeneuve, 1902)         | n.a.     | KJ476329 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | FJ025664 | KJ510575 | KJ510604 | n.a. |     |        |
| <i>Xenotachina albicorpus</i><br>Shinonaga & Sagara, 2016 | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <i>Xenotachina montana</i><br>Shinonaga & Sagara, 2016    | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | n.a.     | OK   |     |        |
| <b>Grupo externo</b>                                      |          |          |          |          |          |          |          |          |      |     |        |
| <i>Glossina morsitrans</i><br>Westwood, 1850              | n.a.     | AF072373 | EF531135 | KC178323 | EF531178 | EF531200 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Glossina pallidipes</i><br>(Austen, 1903)              | n.a.     | EF531111 | EF531136 | n.a.     | EF531179 | EF531201 | n.a.     | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Fannia manicata</i><br>(Meigen, 1826)                  | DQ656885 | n.a.     | DQ656962 | n.a.     | n.a.     | DQ657038 | DQ657052 | n.a.     | n.a. |     |        |
| <i>Fannia canicularis</i><br>(Linnaeus, 1761)             | DQ656884 | DQ648647 | DQ656961 | n.a.     | EF531184 | DQ657037 | DQ657051 | n.a.     | n.a. |     |        |

Tabela 3. Lista de terminais com codificação parcial, ou total a partir da literatura. #M=Terminália de macho, #F=Terminália de fêmea

| Táxon                               | Espécime                                 | #M   | #F                           | Larva   | Ovo |
|-------------------------------------|--|--|------------------------------|---|-----|
| <i>Artihurella choelensis</i>       |  |  | Patitucci <i>et al.</i> 2011 |   |     |
| <i>Artihurella nudiseta</i>         | Albuquerque 1954                         | Araujo & Couri 1992  |                              | Araujo & Couri 1992   |     |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>     |  |  | Hennig 1965                  |   |     |
| <i>Chortinus bequaerti</i>          | Pamplona & Couri 1997                    |  |                              | Albuquerque & Lopes 1983  |     |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i> | Snyder 1954                              |  |                              |   |     |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>   |  |  |                              | Couri 1995  |     |
| <i>Dichaetomyia bibax</i>           | Hori & Kurahashi 1967                    |  |                              |   |     |
| <i>Eginia ocypterata</i>            | A.C. Pont – Com. Pes.<br>C.J.B. Carvalho | A.C. Pont – Com. Pes.<br>C.J.B. Carvalho                             |                              |   |     |
| <i>Graphomyia maculata</i>          | Marques & Couri 2007                     |  |                              |   |     |
| <i>Helina rufiguttata</i>           | Albuquerque & Lopes 1979                 | Albuquerque & Lopes 1979   |                              | Albuquerque & Lopes 1979  |     |
| <i>Helina subreptitia</i>           | Albuquerque & Lopes 1979                 |  |                              |   |     |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>          |  | Araujo & Couri 1991<br>Skidmore 1985,<br>Cortinhas <i>et al</i> 2016 |                              | Araujo & Couri 1991,<br>Skidmore 1985,<br>Cortinhas <i>et al</i> 2016 |     |

Tabela 3. (Continuação)

| Táxon                          | Espécime                                  | #M   | #F                                  | Larva | Ovo                                       |
|--------------------------------|---|--|-------------------------------------|-------|---|
| <i>Itatingamyia bivittata</i>  | Carvalho & Couri 1993<br>Albuquerque 1979 | Carvalho & Couri 1993<br>Haseyama &<br>Carvalho 2011 | Carvalho & Couri 1993               |       | Albuquerque 1979<br>Carvalho & Couri 1993 |
| <i>Itatingamyia courtae</i>    |   | Haseyama &<br>Carvalho 2011                          |                                     |       |   |
| <i>Limnophora maculosa</i>     |   | Gregor 2002  |                                     |       |   |
| <i>Mulfordia ferruginea</i>    | Couri &<br>Fernandes 2014                 |  |                                     |       |   |
| <i>Mydaea plaumanni</i>        |   | Carvalho & Lopes 1985                                |                                     |       |   |
| <i>Myospila mediatubunda</i>   |   | Lopes & Reis 1991                                    | Lopes & Reis 1991                   |       |   |
| <i>Neomuscina atincticosta</i> |   | Pereira-Colavite &<br>Carvalho 2012                  | Pereira-Colavite &<br>Carvalho 2012 |       |   |
| <i>Neomuscina currani</i>      |   | Pereira-Colavite &<br>Carvalho 2012                  | Pereira-Colavite &<br>Carvalho 2012 |       |   |
| <i>Neomyia lauta</i>           |   | Nihei & Carvalho 2007                                |                                     |       |   |
| <i>Neurotrixa sulina</i>       |   | Costacurta &<br>Carvalho 2005                        |                                     |       |   |

Tabela 3. (Conclusão)

| Táxon                                | Espécime  | #M                      | #F                      | Larva                             | Ovo                         |
|--------------------------------------|-----------|-------------------------|-------------------------|-----------------------------------|-----------------------------|
| <i>Ochromusca trifaria</i>           |           |                         |                         | Paterson 1959<br>Dear & Pont 1976 |                             |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i>      |           | Pont 1974               | Pont 1974               |                                   | Pont 1974<br>Skidmore 1985  |
| <i>Philornis aikenii</i>             |           | Dodge 1963              | Dodge 1963              | Dodge 1963<br>Skidmore 1985       | Dodge 1963<br>Skidmore 1985 |
| <i>Philornis seguyi</i>              |           |                         | Couri <i>et al</i> 2005 | Couri <i>et al</i> 2005           |                             |
| <i>Prohardyia intermedia</i>         |           |                         | Pont 1969               | Pont 1969                         | Pont 1969                   |
| <i>Rhynchomydaea tuberculifacies</i> | Pont 1969 |                         |                         |                                   |                             |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>     |           | Couri & Carvalho 1992   |                         |                                   | Couri & Carvalho 1992       |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>        |           | Shinonaga & Sagara 2016 | Shinonaga & Sagara 2016 |                                   |                             |
| <i>Xenotachina montana</i>           |           | Shinonaga & Sagara 2016 | Shinonaga & Sagara 2016 |                                   |                             |

Tabela 4. Lista dos iniciadores utilizados no presente estudo.

| <b>Marcaador</b> | <b>Iniciador</b> | <b>Sequência</b>  | <b>Referência</b>           |
|------------------|------------------|---|-----------------------------|
| AATS             | M13A1x 92f       | TGT AAA ACG ACG GCC AGT TAY CAY CAY ACN TTY TTY GAR ATG | Regier <i>et al.</i> (2008) |
| AATS             | 95f              | ACG TTT TTT GAG ATG YTD GG                              | Haseyama <i>et al.</i> 2015 |
| AATS             | M13rA1x 244r     | CAG GAA ACA GCT ATG ACC ATN CCR CAR TCN ATR TGY TT      | Haseyama <i>et al.</i> 2015 |
| AATS             | M13rA1x 322r     | CAG GAA ACA GCT ATG ACC ACR TAN CCN CGN CCN GTR TT      | Haseyama <i>et al.</i> 2015 |
| CAD              | 806f             | GTN GTN AAR ATG CCN MGN TGG GA                          | Moulton & Wiegmann (2003)   |
| CAD              | 1124r            | CAT NCG NGA RAA YTT RAA RCG ATT YTC                     | Moulton & Wiegmann (2003)   |
| EF1- $\alpha$    | reEF4f           | GAR CGT GGT ATY ACM ATT GA                              | Yang <i>et al.</i> (2000)   |
| EF1- $\alpha$    | EF5r             | CTC ATA TCA CGT ACA GCR AAR CG                          | Yang <i>et al.</i> (2000)   |
| EF1- $\alpha$    | musEF2f          | GGH TGG CAY GGY GAY AAC ATG                             | Haseyama <i>et al.</i> 2015 |
| EF1- $\alpha$    | EF1a-Dip-2954r   | CTTCGTCRTGCATTTCAACRG                                   | Gibson <i>et al.</i> 2011   |
| COI              | LCO-1490f        | GGT CAA CAA ATC ATA AAG ATA TTG G                       | Folmer <i>et al.</i> (1994) |
| COI              | HCO-2198r        | TAA ACT TCA GGG TGA CCA AAA AAT CA                      | Folmer <i>et al.</i> (1994) |
| COI              | C1-N-2329r       | ACT GTA AAT ATA TGA TGA GCT CA                          | Simon <i>et al.</i> (1994)  |



Tabela 5. Estratégia *Touchdown* de ciclagem das Reações em Cadeia da Polimerase (PCR), para a amplificação dos genes nucleares AATS, CAD, EF1- $\alpha$ . T°C = temperatura.

| <b>Etapa</b>         | <b>T°C</b> | <b>Tempo</b> | <b>Ciclos</b> |
|----------------------|------------|--------------|---------------|
| Desnaturação inicial | 95°C       | 5'           | 1x            |
| Desnaturação         | 95°C       | 30"          | 5x            |
| Anelamento           | 57°C       | 30"          | 5x            |
| Extensão             | 72°C       | 2'           | 5x            |
| Desnaturação inicial | 95°C       | 30"          | 7x            |
| Anelamento           | 51°C       | 1'           | 7x            |
| Extensão             | 72°C       | 2'           | 7x            |
| Desnaturação         | 95°C       | 50"          | 39x           |
| Anelamento           | 45°C       | 20"          | 39x           |
| Extensão             | 72°C       | 2"           | 39x           |
| Extensão final       | 72°C       | 10'          | 1x            |

Tabela 6. Estratégia de ciclagem das Reações em Cadeia da Polimerase (PCR), para a amplificação do gene mitocondrial COI. T°C = temperatura.

| <b>Etapa</b>         | <b>T°C</b> | <b>Tempo</b> | <b>Ciclos</b> |
|----------------------|------------|--------------|---------------|
| Desnaturação inicial | 95°C       | 5'           | 1x            |
| Desnaturação         | 95°C       | 35"          | 35x           |
| Anelamento           | 50°C       | 1'           | 35x           |
| Extensão             | 72°C       | 2'           | 35x           |
| Extensão final       | 72°C       | 10'          | 1x            |

Tabela 7. Matriz de caracteres morfológicos. (\*) e (\$) representam dados não aplicáveis; (-) representam dados ausentes. (?) dados ausentes.

| Táxon                                  | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 | 25 | 26 | 27 | 28 | 29 | 30 | 31 |
|--|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Lucilia sericata</i>                | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Acanthipera rohrelliformis</i>      | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | ?  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>       | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | ?  | ?  | ?  | 0  | 0  | ?  | 1  | 1  | 1  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Arthurella choelensis</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Arthurella nudiseta</i>             | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Atherigona orientalis</i>           | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Atherigona tibiseta</i>             | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | -  | ?  | 0  | 2  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Australophyra rostrata</i>          | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Azelia nebulosa</i>                 | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 0  | 0  | -  | ?  | 1  | ?  | ?  | ?  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>            | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Brachyasterina violasceiventris</i> | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>        | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cariocamya sp 1</i>                 | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Cariocamya sp 7</i>                 | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | *  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  |
| <i>Charadrella albuquerqui</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Charadrella malacophaga</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Chortinus bequaerti</i>             | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Correntosia sp nov</i>              | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i>           | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>               | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | ?  | ?  | 1  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>        | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>       | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>           | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>        | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) – Caracteres 1 – 31

| Táxon                                 | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 | 25 | 26 | 27 | 28 | 29 | 30 | 31 |
|---------------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>          | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis multimaculata</i>   | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>     | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>     | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>        | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Dalcycella veniseta</i>            | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Dichaetomyia bibax</i>             | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Dichaetomyia johannis</i>          | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Dolichophlaonia santaamarensis</i> | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Drymeia hamata</i>                 | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  |
| <i>Eginia ocypterata</i>              | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | ?  | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Fraserella altivolans</i>          | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | ?  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Gen nov spl</i>                    | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Gen nov sp2</i>                    | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Graphomyia auriceps</i>            | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Graphomyia maculata</i>            | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  |
| <i>Gymnodia debilis</i>               | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Gymnodia delecta</i>               | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Haematobia irritans</i>            | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 1 | 3 | 0 | 1 | 1  | 0  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | ?  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hebecnema vespertina</i>           | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Helina evecta</i>                  | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Helina rufiguttata</i>             | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Helina subreptitia</i>             | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Helina subvittata</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hemichlora scordalus</i>           | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hydrotæa cyaneiventris</i>         | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Hydrotæa dentipes</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Hydrotæa irritans</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Hydrotæa meteorica</i>             | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 0  | -  | ?  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  | 1  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 1 – 31

| Táxon                              | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 | 25 | 26 | 27 | 28 | 29 | 30 | 31 |
|------------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Itatingamyia bivittata</i>      | 0 | - | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Itatingamyia courtae</i>        | 0 | - | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 2  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Limnophora aurifacies</i>       | 0 | - | 1 | 0 | ? | 0 | 1 | 1 | 1 | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  |
| <i>Limnophora maculosa</i>         | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  |
| <i>Lispe serotina</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Lispe tentaculata</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Mesembrina intermedia</i>       | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i>    | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Micropotamia minuscula</i>      | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Morellia aenescens</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Mulfordia ferruginea</i>        | 0 | - | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | ?  | 0  | 2  | 1  | ?  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Musca domestica</i>             | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Muscina levida</i>              | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Muscina stabulans</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Mydaea humeralis</i>            | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Mydaea plaumanni</i>            | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Myospila cyanea</i>             | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Myospila mediatibunda</i>       | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Myospila obscura</i>            | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>     | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina currani</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>       | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>      | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>          | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina zosteris</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomusiniopsis latifrontata</i> | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia corcina</i>             | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | ?  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia gavisa</i>              | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia lauta</i>               | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neurotrixa felsina</i>          | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 1 – 31

| Táxon                              | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 | 25 | 26 | 27 | 28 | 29 | 30 | 31 |
|------------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Neurotrixa marinonii</i>        | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neurotrixa sulina</i>           | 1 | 1 | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Ochromusca trifaria</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hydrotaea albuquerquei</i>      | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus nigri ventris</i>   | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus pilosus</i>         | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus spicatus</i>        | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i>    | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia angelicae</i>           | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia electrica fossil</i>    | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia grajauensis</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia spl</i>                 | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia succini fossil</i>      | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Philornis aikeni</i>            | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Philornis seguyi</i>            | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Philornis zeteki</i>            | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Polietes lardaria</i>           | 0 | - | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Polietina orbitalis</i>         | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Potamia littoralis</i>          | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | ?  | ?  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Potamia plumata</i>             | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Prohardyia intermedia</i>       | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Pseudoptilolepis fulvapoda</i>  | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Pseudoptilolepis nudapleura</i> | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>    | 1 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>        | 1 | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Reinwardtia tachinina</i>       | 1 | 0 | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 1  | ?  | 1  | 1  | ?  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Reinwardtia sp</i>              | 0 | - | 1 | ? | ? | ? | ? | ? | ? | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 1  | ?  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Rhynchomyia tuberculifacies</i> | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>         | 1 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>   | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 1 – 31

| Táxon                           | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | 19 | 20 | 21 | 22 | 23 | 24 | 25 | 26 | 27 | 28 | 29 | 30 | 31 |
|---------------------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i> | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i> | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0  | 2  | 2  | 1  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>      | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 1 | 3 | 0 | 1 | 0  | 0  | 2  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Syllimnophora lispomina</i>  | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>    | 0 | - | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Synthesiomys nudiseta</i>    | 0 | - | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Thricops cunctans</i>        | 0 | - | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Thricops diaphanus</i>       | 0 | - | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 0  | 1  | 0  | ?  | 1  | ?  | ?  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Xenotachina albicarpus</i>   | 0 | - | 1 | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 2  | 0  | 0  | -  | ?  | 1  | 1  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Xenotachina montana</i>      | 0 | - | 1 | ? | ? | 0 | 0 | 0 | 0 | 0  | 0  | 2  | 1  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 32 – 62

| Táxon                                | 32 | 33 | 34 | 35 | 36 | 37 | 38 | 39 | 40 | 41 | 42 | 43 | 44 | 45 | 46 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 53 | 54 | 55 | 56 | 57 | 58 | 59 | 60 | 61 | 62 |
|--------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Lucilia sericata</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 3  | 1  | 1  | 0  | 2  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Achanthiptera rohrelliformis</i>  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>            | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | ?  | 0  | 1  | ?  | ?  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | ?  | 0  | ?  | 0  | 0  | ?  | 0  | 1  |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 1  | ?  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | 0  |
| <i>Arthurella choelensis</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  |
| <i>Arthurella nudiseta</i>           | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  |
| <i>Atherigona orientalis</i>         | 0  | 0  | 1  | ?  | 0  | ?  | 1  | ?  | ?  | ?  | 0  | -  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Atherigona tibiseta</i>           | 0  | 0  | 1  | ?  | ?  | ?  | 1  | ?  | ?  | ?  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Australophytra rostrata</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 3  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Azelia nebulosa</i>               | 0  | 0  | 1  | 0  | ?  | ?  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>          | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Brachysterina violaceiventris</i> | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | \$ | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Brachygasterina major</i>         | 0  | 0  | 0  | 2  | 2  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 3  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 32 – 62

| Táxon                                 | 32 | 33 | 34 | 35 | 36 | 37 | 38 | 39 | 40 | 41 | 42 | 43 | 44 | 45 | 46 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 53 | 54 | 55 | 56 | 57 | 58 | 59 | 60 | 61 | 62 |   |
|---------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|---|
| <i>Calliphoroides antenatis</i>       | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | 0 |
| <i>Cariocamya sp 1</i>                | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cariocamya sp 7</i>                | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>         | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | ?  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Charadrella albuquerquei</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Charadrella malacophaga</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Chortinus bequaerti</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Correntostia sp nov</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 3  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i>          | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>          | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>              | 0  | 0  | 1  | ?  | 1  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>         | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>       | 0  | 0  | *  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1 |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>      | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>          | 0  | 0  | *  | ?  | 1  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>       | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>         | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1 |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>          | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | ?  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>   | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | ?  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>           | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>     | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>     | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1 |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>        | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Dalcycella veniseta</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 4  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 1  | 1  | \$ | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Dichaeatomyia bibax</i>            | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Dichaeatomyia johannis</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Dolichophaoonia santoamarensis</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Drymeia hamata</i>                 | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 3  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Eginia ocypterata</i>              | 0  | 0  | 1  | 0  | ?  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Fraserella altivolans</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Gen nov spl</i>                    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | *  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0 |

| Taxon                   | 32 | 33 | 34 | 35 | 36 | 37 | 38 | 39 | 40 | 41 | 42 | 43 | 44 | 45 | 46 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 53 | 54 | 55 | 56 | 57 | 58 | 59 | 60 | 61 | 62 |
|-------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| Gen nov sp2             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Graphomyia auriceps     | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Graphomyia maculata     | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | -  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| Gymnodia debilis        | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Gymnodia delecta        | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Haematobia irritans     | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 4  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Hebecnema vespertina    | 0  | 0  | 1  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 3  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Helina evecta           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Helina rufiguttata      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Helina subreptitia      | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Helina subvittata       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Hemichlora scordalus    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Hydrotaea cyaneiventris | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Hydrotaea dentipes      | 0  | 0  | *  | 2  | 2  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 3  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Hydrotaea irritans      | 0  | 0  | *  | 2  | 2  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 3  | 0  | 3  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  |
| Hydrotaea meteorica     | 0  | 0  | 0  | 2  | ?  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 3  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Itatingamia bivittata   | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Itatingamia couriae     | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Limnophora aurifacies   | 0  | 0  | 1  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Limnophora maculosa     | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Lispe serotina          | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Lispe tentaculata       | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 1  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Mesembrina intermedia   | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 3  | 0  | -  | 0  | 4  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | *  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Metopomyia atopunctipes | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| Micropotamia minuscula  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  |
| Morellia aenescens      | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Mulfordia ferruginea    | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | ?  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | ?  | 0  | 0  |
| Musca domestica         | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Muscina levida          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Muscina stabulans       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| Mydaea humeralis        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |



Tabela 7. (Continuação) Caracteres 32 – 62

| Táxon                              | 32 | 33 | 34 | 35 | 36 | 37 | 38 | 39 | 40 | 41 | 42 | 43 | 44 | 45 | 46 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 53 | 54 | 55 | 56 | 57 | 58 | 59 | 60 | 61 | 62 |
|------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Mydaea plaumanni</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Myospila cyanea</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Myospila mediatubunda</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Myospila obscura</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina currani</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>       | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>      | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>          | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>          | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomuscina zosteris</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomusiniopsis latifrontata</i> | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia corcina</i>             | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia gavisia</i>             | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neomyia lauta</i>               | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Neurotrixa felsina</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Neurotrixa sulina</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Ochromusca trifaria</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>         | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Hydrotaea albuquerquei</i>      | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus nigriventris</i>    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus pilosus</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Palpibracus spicatus</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | \$ | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i>    | 0  | 0  | 0  | 2  | 2  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia angelicae</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia electrica fossil</i>    | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | ?  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | ?  | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  |
| <i>Phaonia grajauensis</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia sp1</i>                 | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Phaonia succini fossil</i>      | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | ?  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  |
| <i>Philornis aikenii</i>           | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 32 – 62

| Táxon                                | 32 | 33 | 34 | 35 | 36 | 37 | 38 | 39 | 40 | 41 | 42 | 43 | 44 | 45 | 46 | 47 | 48 | 49 | 50 | 51 | 52 | 53 | 54 | 55 | 56 | 57 | 58 | 59 | 60 | 61 | 62 |
|--------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Philornis seguyi</i>              | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Philornis zeteki</i>              | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Polietes lardaria</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 2  | 0  | 2  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Polietina orbitalis</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Potamia littoralis</i>            | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Potamia plumata</i>               | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Prohardyia intermedia</i>         | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Pseudoptilolepis fulvapoda</i>    | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Pseudoptilolepis nudapleura</i>   | 0  | 0  | *  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | \$ | *  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 1  | 1  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 3  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Reinwardtia tachinina</i>         | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | ?  | 0  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Reinwardtia sp</i>                | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Rhynchomydaea tuberculifacies</i> | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | *  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 1  | 0  | ?  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>           | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 2  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 2  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>     | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 3  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i>      | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 2  | 1  | 3  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i>      | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>           | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | \$ | \$ | 0  | -  | 0  | \$ | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Syllimnophora lisponina</i>       | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>         | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  |
| <i>Synthesiomia nudiseta</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | \$ | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Thricops cunctans</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 3  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 2  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Thricops diaphanus</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 1  | 1  | 3  | 1  | 0  | 0  | 4  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>        | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Xenotachina montana</i>           | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  |

| Taxon                                  | 63 | 64 | 65 | 66 | 67 | 68 | 69 | 70 | 71 | 72 | 73 | 74 | 75 | 76 | 77 | 78 | 79 | 80 | 81 | 82 | 83 | 84 | 85 | 86 | 87 | 88 | 89 | 90 | 91 | 92 | 93 |   |   |   |
|--|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|---|---|---|
| <i>Lucilia sericata</i>                | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 3  | 0 |   |   |
| <i>Acanthiptera rohrelliformis</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 2  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>              | ?  | 1  | ?  | ?  | ?  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | ?  |   |   |   |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>         | 0  | 0  | ?  | ?  | ?  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | ?  | ?  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |   |   |   |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>       | ?  | 0  | ?  | ?  | ?  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | ?  | ?  | ?  | 0  | 0  | ?  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |   |   |   |
| <i>Arthurella choelensis</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0 |   |   |
| <i>Arthurella nudiseta</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0 |   |   |
| <i>Atherigona orientalis</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Atherigona tibiseta</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Australophyra rostrata</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Azelia nebulosa</i>                 | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 1 |   |   |
| <i>Brachyasterina violasceiventris</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Cariocamyia sp 1</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |   |   |
| <i>Cariocamyia sp 7</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |   |   |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>          | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0 |   |   |
| <i>Charadrella albuquerquei</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Charadrella malacophaga</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Chortinus bequaerti</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 1  | 2  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0 | 0 |   |
| <i>Correntosia sp nov</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i>           | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | -  | 1  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>           | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0 |   |   |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>               | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1 | 0 |   |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>          | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | -  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0 | 1 | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1 | 0 | 1 |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1 | 0 | 1 |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1 | ? | ? |
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0 | 1 | 0 |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 63 – 93

| Táxon                                | 63 | 64 | 65 | 66 | 67 | 68 | 69 | 70 | 71 | 72 | 73 | 74 | 75 | 76 | 77 | 78 | 79 | 80 | 81 | 82 | 83 | 84 | 85 | 86 | 87 | 88 | 89 | 90 | 91 | 92 | 93 |   |
|--------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|---|
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis niseae</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>    | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Dalcycella veniseta</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Dichaetomyia bibax</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | ? |
| <i>Dichaetomyia johannis</i>         | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Dolichophaonia santaomarensis</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Drymeia hamata</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Eginia ocypterata</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Fraserella altivolans</i>         | ?  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Gen nov sp1</i>                   | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Gen nov sp2</i>                   | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Graphomyia auriceps</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Graphomyia maculata</i>           | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0 |
| <i>Gymnodia debilis</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Gymnodia delecta</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Haematobia irritans</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Hebecnema vespertina</i>          | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | ? |
| <i>Helina evecta</i>                 | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Helina rufiguttata</i>            | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Helina subreptitia</i>            | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 2  | ? |
| <i>Helina subvittata</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | *  | 0  | 0  | 2  | 0 |
| <i>Hemichlora scordalus</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0 |
| <i>Hydrotaea cyaneiventris</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Hydrotaea dentipes</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Hydrotaea irritans</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |
| <i>Hydrotaea meteorica</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0 |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 63 – 93

| Táxon                               | 63 | 64 | 65 | 66 | 67 | 68 | 69 | 70 | 71 | 72 | 73 | 74 | 75 | 76 | 77 | 78 | 79 | 80 | 81 | 82 | 83 | 84 | 85 | 86 | 87 | 88 | 89 | 90 | 91 | 92 | 93 |
|-------------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Itatingamyia bivittata</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Itatingamyia courtaei</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Linnophora aurifacies</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Linnophora maculosa</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Lispe serotina</i>               | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Lispe tentaculata</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Mesembrina intermedia</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  |
| <i>Micropotamia minuscula</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Morellia aenescens</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | *  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Mulfordia ferruginea</i>         | ?  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  |
| <i>Musca domestica</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 0  | 3  |
| <i>Muscina levida</i>               | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  |
| <i>Muscina stabulans</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Mydaea humeralis</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  |
| <i>Mydaea plaumanni</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  |
| <i>Myospila cyanea</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Myospila mediatibunda</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Myospila obscura</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina currani</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomuscina zosteris</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomusciniopsis latifrontata</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  |
| <i>Neomyia corcina</i>              | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 3  |
| <i>Neomyia gavisa</i>               | 1  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 1  | 0  | *  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 3  |
| <i>Neomyia lauta</i>                | 1  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 1  | 0  | *  | 1  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 3  |
| <i>Neurotrixa felsina</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  |



Tabela 7. (Continuação) Caracteres 63 – 93

| Táxon                           | 63 | 64 | 65 | 66 | 67 | 68 | 69 | 70 | 71 | 72 | 73 | 74 | 75 | 76 | 77 | 78 | 79 | 80 | 81 | 82 | 83 | 84 | 85 | 86 | 87 | 88 | 89 | 90 | 91 | 92 | 93 |
|---------------------------------|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  | *  | 0  | 1  | 1  | 1  | 1  | 1  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Syllimnophora lisponina</i>  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 2  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>    | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |
| <i>Synthesiomyia nudiseta</i>   | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 2  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 1  | 0  |
| <i>Thricops cunctans</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |
| <i>Thricops diaphanus</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>   | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | 0  |
| <i>Xenotachina montana</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1  | 1  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | -  | 0  | -  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | -  | 0  | 2  | ?  |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 94 – 124

| Táxon                                 | 94 | 95 | 96 | 97 | 98 | 99 | 100 | 101 | 102 | 103 | 104 | 105 | 106 | 107 | 108 | 109 | 110 | 111 | 112 | 113 | 114 | 115 | 116 | 117 | 118 | 119 | 120 | 121 | 122 | 123 | 124 |
|---------------------------------------|----|----|----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Lucilia sericata</i>               | 0  | 1  | 0  | 0  | 1  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Acanthiptera rohrelliformis</i>    | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>             | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | ?  | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 1   | -   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>      | 0  | 0  | ?  | 0  | ?  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | ?   | 2   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Arthurella choelensis</i>          | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Arthurella nudiseta</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Atherigona orientalis</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Atherigona tibiseta</i>            | 0  | 1  | ?  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Australophyra rostrata</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Azelia nebulosa</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | *   | 0   | 0   | 1   | -   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Brachyasterina violaceiventris</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Brachygasterina major</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cariocamya sp 1</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 94 – 124

| Táxon                                | 94 | 95 | 96 | 97 | 98 | 99 | 100 | 101 | 102 | 103 | 104 | 105 | 106 | 107 | 108 | 109 | 110 | 111 | 112 | 113 | 114 | 115 | 116 | 117 | 118 | 119 | 120 | 121 | 122 | 123 | 124 |
|--------------------------------------|----|----|----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Cariocamya</i> sp 7               | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Charadrella albuquerqui</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 1   | 0   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Charadrella malacophaga</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Chortinus bequaerti</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Correntosia</i> sp nov            | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | -   | -   | -   | -   | -   | 1   | -   | -   |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | ?   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis nissae</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>    | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   |
| <i>Dalcycella veniseta</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Dichaeatomyia bibax</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Dichaeatomyia johannis</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | ?   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Dolichophonia santomarenensis</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | ?   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Drymeia hamata</i>                | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Eginia ocypterata</i>             | 0  | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Fraserella altivolans</i>         | 0  | 0  | 1  | 0  | ?  | ?  | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | ?   | 0   | 0   | \$  | 0   | 0   | ?   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Gen nov spl</i>                   | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   |





Tabela 7. (Continuação) Caracteres 94 – 124

| Táxon                               | 94 | 95 | 96 | 97 | 98 | 99 | 100 | 101 | 102 | 103 | 104 | 105 | 106 | 107 | 108 | 109 | 110 | 111 | 112 | 113 | 114 | 115 | 116 | 117 | 118 | 119 | 120 | 121 | 122 | 123 | 124 |
|-------------------------------------|----|----|----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Muscina stabulans</i>            | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Mydaea humeralis</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Mydaea plaumanni</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Myospila cyanea</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Myospila mediatubunda</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Myospila obscura</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   |
| <i>Neomuscina currani</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>        | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Neomuscina zosteris</i>          | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Neomusciniopsis latifrontata</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Neomyia corcina</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomyia gavisa</i>               | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Neomyia lauta</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neurotrixa felsina</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Neurotrixa sulina</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Ochromusca trifaria</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Hydrotaea albuquerquei</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus nigriventris</i>     | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus pilosus</i>          | 0  | 1  | 1  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus spicatus</i>         | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i>     | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Phaonia angelicae</i>            | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 94 – 124

| Taxon                                | 94 | 95 | 96 | 97 | 98 | 99 | 100 | 101 | 102 | 103 | 104 | 105 | 106 | 107 | 108 | 109 | 110 | 111 | 112 | 113 | 114 | 115 | 116 | 117 | 118 | 119 | 120 | 121 | 122 | 123 | 124 |   |
|--------------------------------------|----|----|----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|---|
| <i>Phaonia electrica fossil</i>      | 0  | 0  | 0  | ?  | ?  | 1  | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |   |
| <i>Phaonia grajauensis</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   |   |
| <i>Phaonia sp1</i>                   | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   |   |
| <i>Phaonia succini fossil</i>        | ?  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |   |
| <i>Philornis aitkeni</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ?   |   |
| <i>Philornis seguyi</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ?   |   |
| <i>Philornis zeteki</i>              | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ? |
| <i>Polytes lardaria</i>              | 0  | 0  | 1  | 0  | 1  | 0  | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Polytina orbitalis</i>            | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Potamia littoralis</i>            | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Potamia plumata</i>               | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Prohardyia intermedia</i>         | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Pseudoptilolepis fulvapoda</i>    | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ? |
| <i>Pseudoptilolepis nudapleura</i>   | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ? |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>          | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Reinwardtia tachinina</i>         | ?  | 0  | ?  | 1  | ?  | ?  | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 1   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ? |
| <i>Reinwardtia sp</i>                | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ? |
| <i>Rhynchomydaea tuberculifacies</i> | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | ?   | ?   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | ? |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>     | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | ? |
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ? |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i>      | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>           | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Syllimnophora lispomina</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | ? |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>         | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | ?   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | ? |
| <i>Synthesiomysia nudiseti</i>       | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Thricops cunctans</i>             | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 0  | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | ? |
| <i>Thricops diaphanus</i>            | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 1  | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ? |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 94 – 124

| Táxon                         | 94 | 95 | 96 | 97 | 98 | 99 | 100 | 101 | 102 | 103 | 104 | 105 | 106 | 107 | 108 | 109 | 110 | 111 | 112 | 113 | 114 | 115 | 116 | 117 | 118 | 119 | 120 | 121 | 122 | 123 | 124 |
|-------------------------------|----|----|----|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Xenotachina albicarpus</i> | 0  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Xenotachina montana</i>    | ?  | 0  | 1  | 0  | 0  | 0  | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 125 – 155

| Táxon                                  | 125 | 126 | 127 | 128 | 129 | 130 | 131 | 132 | 133 | 134 | 135 | 136 | 137 | 138 | 139 | 140 | 141 | 142 | 143 | 144 | 145 | 146 | 147 | 148 | 149 | 150 | 151 | 152 | 153 | 154 | 155 |   |
|--|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|---|
| <i>Lucilia sericata</i>                | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |   |
| <i>Acanthiptera rohrelliformis</i>     | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |   |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>              | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |   |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>         | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |   |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>       | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |   |
| <i>Arthurella choelensis</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   |   |
| <i>Arthurella nudiseta</i>             | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   |   |
| <i>Atherigona orientalis</i>           | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Atherigona tibiseta</i>             | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Australophyra rostrata</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Azelia nebulosa</i>                 | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ? |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>            | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | -   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Brachyasterina violasceiventris</i> | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0 |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0 |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>        | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Cariocamya sp 1</i>                 | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Cariocamya sp 7</i>                 | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0 |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 125 – 155

| Táxon                                 | 125 | 126 | 127 | 128 | 129 | 130 | 131 | 132 | 133 | 134 | 135 | 136 | 137 | 138 | 139 | 140 | 141 | 142 | 143 | 144 | 145 | 146 | 147 | 148 | 149 | 150 | 151 | 152 | 153 | 154 | 155 |
|---------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Charadrella albuquerquei</i>       | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Charadrella malacophaga</i>        | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Chortinus bequaerti</i>            | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Correntosia</i> sp nov             | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtonaurina costalis</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtonaurina geminata</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtonaurina uber</i>              | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>         | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>       | -   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>      | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>         | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>          | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis nisae</i>           | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>     | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>     | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 3   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>        | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 3   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   |
| <i>Dalcycella veniseta</i>            | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Dichaetomyia bibax</i>             | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Dichaetomyia johannis</i>          | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Dolichophlaonia santaomarensis</i> | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Drymeia hamata</i>                 | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Eginia ocypterata</i>              | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Fraserella altivolans</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Gen nov spl</i>                    | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Gen nov sp2</i>                    | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Graphomyia auriceps</i>            | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Graphomyia maculata</i>            | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   |

| Táxon                           | 125 | 126 | 127 | 128 | 129 | 130 | 131 | 132 | 133 | 134 | 135 | 136 | 137 | 138 | 139 | 140 | 141 | 142 | 143 | 144 | 145 | 146 | 147 | 148 | 149 | 150 | 151 | 152 | 153 | 154 | 155 |
|---------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Gymnodia debilis</i>         | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Gymnodia delecta</i>         | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Haematobia irritans</i>      | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Hebecnema vespertina</i>     | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | ?   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Helina evecta</i>            | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Helina rufiguttata</i>       | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Helina subrepitiia</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   |
| <i>Helina subvittata</i>        | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Hemichlora scordalus</i>     | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Hydrotaea cyaneiventris</i>  | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Hydrotaea dentipes</i>       | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Hydrotaea irritans</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Hydrotaea meteorica</i>      | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Itatingamyia bivittata</i>   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Itatingamyia couriae</i>     | -   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | -   | 1   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 1   | -   | -   | -   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Limnophora aurifacies</i>    | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Limnophora maculosa</i>      | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Lispe serotina</i>           | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 1   | -   | -   | -   | 1   | 1   | 0   | 2   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Lispe tentaculata</i>        | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 1   | 1   | 0   | 2   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Mesembrina intermedia</i>    | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i> | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Micropotamia minuscula</i>   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Morellia aenescens</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Mulfordia ferruginea</i>     | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Musca domestica</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Muscina levida</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Muscina stabulans</i>        | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Mydaea humeralis</i>         | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Mydaea plaumanni</i>         | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Myospila cyanea</i>          | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | ?   | ?   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 125 – 155

| Táxon                               | 125 | 126 | 127 | 128 | 129 | 130 | 131 | 132 | 133 | 134 | 135 | 136 | 137 | 138 | 139 | 140 | 141 | 142 | 143 | 144 | 145 | 146 | 147 | 148 | 149 | 150 | 151 | 152 | 153 | 154 | 155 |
|-------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Myospila mediatubunda</i>        | ?   | 1   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | ?   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Myospila obscura</i>             | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>      | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina currani</i>           | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>        | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>       | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomuscina zosteris</i>          | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomusciniopsis latifrontata</i> | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neomyia corcina</i>              | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomyia gavis</i>                | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Neomyia lauta</i>                | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neurotrixa felsina</i>           | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neurotrixa marinonii</i>         | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Neurotrixa sulina</i>            | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Ochromusca trifaria</i>          | 0   | 1   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Hydrotaea albuquerquei</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus nigriventris</i>     | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus pilosus</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Palpibracus spicatus</i>         | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Passeromyia heterochaeta</i>     | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Phaonia angelicae</i>            | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Phaonia electrica fossil</i>     | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Phaonia grajauensis</i>          | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Phaonia spl</i>                  | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Phaonia succini fossil</i>       | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Philornis aikeni</i>             | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | -   | -   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Philornis seguyi</i>             | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 125 – 155

| Táxon                                | 125 | 126 | 127 | 128 | 129 | 130 | 131 | 132 | 133 | 134 | 135 | 136 | 137 | 138 | 139 | 140 | 141 | 142 | 143 | 144 | 145 | 146 | 147 | 148 | 149 | 150 | 151 | 152 | 153 | 154 | 155 |
|--------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Philornis zeteki</i>              | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Polites lardaria</i>              | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Polietina orbitalis</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Potamia littoralis</i>            | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Potamia plumata</i>               | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Prohardyia intermedia</i>         | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Pseudopilolepis fulvapoda</i>     | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Pseudopilolepis nudapleura</i>    | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Psilochaeta chlorogaster</i>      | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>          | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   |
| <i>Reinwardtia tachinina</i>         | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Reinwardtia sp</i>                | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Rhynchomydaea tuberculifacies</i> | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>           | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>     | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i>      | ?   | 1   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i>      | ?   | 1   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>           | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Syllimnophora lispomina</i>       | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 1   |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>         | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 1   | -   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Synthesiomia nudiseta</i>         | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Thricops cunctans</i>             | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   |
| <i>Thricops diaphanus</i>            | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>        | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 1   | 1   | 1   | ?   | 0   | 1   | 1   | 1   | ?   | 1   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | -   | 0   | 0   |
| <i>Xenotachina montana</i>           | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   | 1   | ?   | 0   | 1   | 1   | 1   | ?   | 1   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | -   | 0   | 0   |



Tabela 7. (Continuação) Caracteres 156 – 169

| Táxon                                  | 156 | 157 | 158 | 159 | 160 | 161 | 162 | 163 | 164 | 165 | 166 | 167 | 168 | 169 |
|--|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Lucilia sericata</i>                | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | ?   | 0   |
| <i>Acanthiptera rohrelliformis</i>     | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Aethiopomyia gigas</i>              | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 1   | -   | 1   |
| <i>Alluaudinella bivittata</i>         | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   |
| <i>Alluaudinella lativentris</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   |
| <i>Arthurella choelensis</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Arthurella nudiseta</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Atherigona orientalis</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Atherigona tibiseta</i>             | 1   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Australophyra rostrata</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Azelia nebulosa</i>                 | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Biopyrellia bipuncta</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Brachyasterina violasceiventris</i> | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Brachygasterina major</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Calliphoroides antenatis</i>        | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Cariocamyia sp 1</i>                | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cariocamyia sp 7</i>                | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Chaetagenia stigmatica</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Charadrella albuquerqui</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Charadrella malacophaga</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   |
| <i>Chortinus bequaerti</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | 0   |
| <i>Correntosia sp nov</i>              | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneurina costalis</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   |
| <i>Cyrtoneurina uber</i>               | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis conspersa</i>        | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis fuscicosta</i>       | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis gemina</i>           | ?   | ?   | ?   | -   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 1   | -   | 0   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 156 – 169

| Táxon                                | 156 | 157 | 158 | 159 | 160 | 161 | 162 | 163 | 164 | 165 | 166 | 167 | 168 | 169 |
|--------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Cyrtoneuropsis incognita</i>      | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 1   | -   | 0   |
| <i>Cyrtoneuropsis mellina</i>        | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis mimica</i>         | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis multomaculata</i>  | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis nissae</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis pararescita</i>    | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | -   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis protosetosa</i>    | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Cyrtoneuropsis veniseta</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Dalcycella veniseta</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Dichaelatomyia bibax</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Dichaelatomyia johannis</i>       | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 1   | 2   |
| <i>Dolichophaonia santaomarensis</i> | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Drymeia hamata</i>                | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 1   |
| <i>Eginia ocypterata</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Fraserella altivolans</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Gen nov sp1</i>                   | 0   | 1   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Gen nov sp2</i>                   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Graphomyia auriceps</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Graphomyia maculata</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   |
| <i>Gymnodia debilis</i>              | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 1   |
| <i>Gymnodia delecta</i>              | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Gymmatobia irritans</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Hebecnema vespertina</i>          | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 2   | 1   |
| <i>Helina evecta</i>                 | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   |
| <i>Helina rufiguttata</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Helina subreptitia</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Helina subvittata</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 2   |
| <i>Hemichlora scordalus</i>          | 0   | 0   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Hydrotaea cyaneiventris</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Hydrotaea dentipes</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |

Tabela 7. (Continuação) Caracteres 156 – 169

| Táxon                              | 156 | 157 | 158 | 159 | 160 | 161 | 162 | 163 | 164 | 165 | 166 | 167 | 168 | 169 |
|------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Hydrotaea irritans</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | ?   | 0   |
| <i>Hydrotaea meteorica</i>         | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Itatingomyia bivittata</i>      | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Itatingomyia courtae</i>        | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Linnophora aurifacies</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Linnophora maculosa</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Lispe serotina</i>              | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 1   |
| <i>Lispe tentaculata</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 2   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 1   |
| <i>Mesembrina intermedia</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Metopomyia atropunctipes</i>    | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Micropotamia minuscula</i>      | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Morellia aenescens</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Mulfordia ferruginea</i>        | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Musca domestica</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Muscina levida</i>              | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | 0   | ?   | 0   |
| <i>Muscina stabulans</i>           | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 0   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Mydaea humeralis</i>            | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | 0   | 2   | 1   |
| <i>Mydaea plaumanni</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | ?   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Myospila cyanea</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | ?   |
| <i>Myospila mediotabunda</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | ?   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | 1   |
| <i>Myospila obscura</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | ?   |
| <i>Neomuscina atincticosta</i>     | 0   | 0   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina currani</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina neosimilis</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina pictipennis</i>      | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina sp nov2</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina sp nov5</i>          | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Neomuscina zosteris</i>         | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   |
| <i>Neomusiniopsis latifrontata</i> | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | 0   | 1   | ?   |
| <i>Neomyia corcina</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |

[illegible]

Tabela 7. (Conclusão) Caracteres 156 – 169

| Táxon                                | 156 | 157 | 158 | 159 | 160 | 161 | 162 | 163 | 164 | 165 | 166 | 167 | 168 | 169 |
|--------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Reinwardtia</i> sp                | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Rhynchomydaea tuberculifacies</i> | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | ?   | 1   | 1   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Scutellomusca scutellaris</i>     | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 2   | ?   |
| <i>Souzalopesmyia amazonica</i>      | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Souzalopesmyia paraensis</i>      | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   |
| <i>Syllimnophora lisponina</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Syngamoptera flavipes</i>         | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Synthesiomysia nudiseta</i>       | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   |
| <i>Thricops cunctans</i>             | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Thricops diaphanus</i>            | 0   | 1   | 0   | -   | 1   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | 1   | 0   | 1   | 2   |
| <i>Xenotachina albicorpus</i>        | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |
| <i>Xenotachina montana</i>           | 0   | 1   | 0   | -   | 0   | 0   | 0   | 0   | 0   | ?   | ?   | ?   | ?   | ?   |

Tabela 8. Índices (*Scores*) de homoplasia de cada caráter, baseada no valor de K=.27. Valor 0 denota sinapomorfia; n.i. denota caracteres não informativos.

| Caráter | Score    | Caráter | Score    | Caráter | Score    | Caráter | Score    |
|---------|----------|---------|----------|---------|----------|---------|----------|
| 1       | 0.268625 | 44      | 0.180578 | 87      | 0.323170 | 130     | 0.204520 |
| 2       | 0.068431 | 45      | 0.287758 | 88      | 0.287758 | 131     | 0.227101 |
| 3       | 0.000000 | 46      | 0.397996 | 89      | 0.384384 | 132     | 0.227101 |
| 4       | 0.248436 | 47      | 0.204520 | 90      | 0.128096 | 133     | 0.099250 |
| 5       | 0.035428 | 48      | 0.287758 | 91      | 0.035428 | 134     | 0.180578 |
| 6       | 0.000000 | 49      | 0.204520 | 92      | 0.507002 | 135     | 0.227101 |
| 7       | 0.000000 | 50      | 0.000000 | 93      | 0.035428 | 136     | 0.305915 |
| 8       | 0.068431 | 51      | 0.099250 | 94      | 0.035428 | 137     | 0.068431 |
| 9       | 0.035428 | 52      | 0.099250 | 95      | 0.268625 | 138     | 0.305915 |
| 10      | 0.248436 | 53      | 0.227101 | 96      | 0.248436 | 139     | 0.268625 |
| 11      | 0.384384 | 54      | 0.227101 | 97      | 0.180578 | 140     | 0.068431 |
| 12      | 0.355227 | 55      | 0.287758 | 98      | 0.128096 | 141     | 0.204520 |
| 13      | 0.068431 | 56      | n.i.     | 99      | 0.305915 | 142     | 0.204520 |
| 14      | 0.099250 | 57      | 0.397996 | 100     | 0.155152 | 143     | 0.384384 |
| 15      | 0.155152 | 58      | 0.000000 | 101     | n.i.     | 144     | 0.068431 |
| 16      | 0.305915 | 59      | 0.000000 | 102     | n.i.     | 145     | 0.068431 |
| 17      | 0.423490 | 60      | 0.397996 | 103     | 0.287758 | 146     | 0.180578 |
| 18      | 0.339587 | 61      | 0.035428 | 104     | 0.323170 | 147     | 0.384384 |
| 19      | 0.099250 | 62      | 0.227101 | 105     | n.i.     | 148     | 0.204520 |
| 20      | 0.227101 | 63      | 0.180578 | 106     | 0.000000 | 149     | 0.068431 |
| 21      | 0.488478 | 64      | 0.180578 | 107     | 0.248436 | 150     | 0.128096 |
| 22      | 0.180578 | 65      | 0.128096 | 108     | 0.248436 | 151     | 0.068431 |
| 23      | 0.035428 | 66      | 0.155152 | 109     | n.i.     | 152     | 0.248436 |
| 24      | 0.068431 | 67      | 0.305915 | 110     | 0.384384 | 153     | 0.000000 |
| 25      | 0.035428 | 68      | 0.423490 | 111     | 0.035428 | 154     | 0.035428 |
| 26      | 0.068431 | 69      | 0.423490 | 112     | 0.155152 | 155     | 0.204520 |
| 27      | n.i.     | 70      | 0.305915 | 113     | 0.128096 | 156     | n.i.     |
| 28      | 0.035428 | 71      | 0.384384 | 114     | n.i.     | 157     | 0.227101 |
| 29      | 0.204520 | 72      | n.i.     | 115     | 0.035428 | 158     | 0.000000 |
| 30      | 0.099250 | 73      | 0.000000 | 116     | 0.035428 | 159     | n.i.     |
| 31      | 0.099250 | 74      | 0.305915 | 117     | 0.248436 | 160     | 0.355227 |
| 32      | 0.099250 | 75      | n.i.     | 118     | 0.128096 | 161     | 0.035428 |
| 33      | n.i.     | 76      | 0.099250 | 119     | 0.180578 | 162     | 0.068431 |
| 34      | 0.227101 | 77      | 0.180578 | 120     | 0.128096 | 163     | 0.035428 |
| 35      | 0.305915 | 78      | 0.035428 | 121     | 0.227101 | 164     | 0.000000 |
| 36      | 0.305915 | 79      | 0.068431 | 122     | 0.035428 | 165     | 0.035428 |
| 37      | 0.180578 | 80      | 0.000000 | 123     | 0.099250 | 166     | 0.204520 |
| 38      | 0.446913 | 81      | 0.128096 | 124     | 0.248436 | 167     | 0.068431 |
| 39      | 0.035428 | 82      | 0.099250 | 125     | 0.099250 | 168     | 0.068431 |
| 40      | 0.099250 | 83      | 0.128096 | 126     | 0.268625 | 169     | 0.180578 |
| 41      | 0.423490 | 84      | 0.128096 | 127     | 0.099250 |         |          |
| 42      | 0.268625 | 85      | 0.035428 | 128     | 0.035428 |         |          |
| 43      | 0.370143 | 86      | 0.305915 | 129     | 0.099250 |         |          |

Tabela 9. Resultados das análises de Parcimônia. EW= pesagem igual; IW= pesagem implícita; AMP= número de árvores mais parcimoniosas; K= constante de concavidade; L= comprimento em número de passos; Ci= índice de consistência; Ri= índice de retenção.

| <b>Pesagem</b> | <b>AMP</b> | <b>K</b> | <b>Fit</b> | <b>L</b> | <b>Ci</b> | <b>Ri</b> |
|----------------|------------|----------|------------|----------|-----------|-----------|
| EW             | 3          | n,a,     | 1251       | 1251     | 15        | 64        |
| IW             | 4          | 1        | 109,93421  | 1532     | 12        | 54        |
| IW             | 3          | 2        | 96,80219   | 1451-4   | 13        | 57        |
| IW             | 7          | 3        | 87,04273   | 1376-79  | 14        | 59        |
| IW             | 4          | 4        | 79,13563   | 1304-05  | 15        | 62        |
| IW             | 4          | 5        | 72,71629   | 1304-06  | 15        | 62        |
| IW             | 4          | 6        | 67         | 1292-93  | 15        | 62        |
| IW             | 4          | 7        | 63         | 1292     | 15        | 62        |
| IW             | 5          | 8        | 59         | 1275-76  | 15        | 63        |
| IW             | 5          | 9        | 56         | 1274-75  | 15        | 63        |
| IW             | 5          | 10       | 53         | 1274-75  | 15        | 63        |
| IW             | 5          | 11       | 50         | 1274-75  | 15        | 63        |
| IW             | 5          | 12       | 47         | 1271-72  | 15        | 63        |
| IW             | 5          | 13       | 45         | 1271-72  | 15        | 63        |
| IW             | 2          | 14       | 43         | 1270-71  | 15        | 63        |
| IW             | 2          | 15       | 42         | 1269     | 15        | 63        |
| IW             | 2          | 16       | 40         | 1269     | 15        | 63        |
| IW             | 3          | 17       | 38         | 1263     | 15        | 63        |
| IW             | 1          | 18       | 37         | 1264     | 15        | 63        |
| IW             | 1          | 19       | 36         | 1264     | 15        | 63        |
| IW             | 1          | 20-27    | 34,5-8,26  | 1264     | 15        | 63        |
| IW             | 1          | 27,22    | 8.1        | 1263     | 15        | 63        |
| IW             | 1          | 100      | 9,48033    | 1251     | 15        | 64        |

Tabela 10. Respectivas extensões dos alinhamentos, antes e depois da filtragem no GBlocks. \*EF1- $\alpha$ , sem filtragem; pb inicial= extensão do alinhamento inicial em pares de base; pb final= extensão do alinhamento final em pares de base; %= porcentagem da extensão do alinhamento final em relação ao inicial.

| <b>Marcador</b> | <b>pb inicial</b> | <b>pb final</b> | <b>% do inicial</b> |
|-----------------|-------------------|-----------------|---------------------|
| 12s             | 737               | 565             | 76%                 |
| 16s             | 558               | 406             | 73%                 |
| 28s             | 2194              | 659             | 30%                 |
| AATS            | 873               | 355             | 40%                 |
| CAD             | 1033              | 590             | 58%                 |
| COI             | 1576              | 562             | 35%                 |
| CytB            | 1098              | 632             | 57%                 |
| EF1- $\alpha$   | 1128              | 229             | 20%                 |
| EF1- $\alpha$ * | 1128              | 1128            | 100%                |

Tabela 11. Lista de terminais indicados como *rogues* pelo RogueNaRok. Células escuras com escritas no interior, denotam o marcador causador do ruído na análise, com o respectivo critério de consenso filogenético que detectou o artefato. MR= Consenso de maioria; MRE= Consenso de maioria estendido; Stric= Consenso estrito. As células com escurecimento mais fraco sem escritas no interior, denotam o restante dos genes disponíveis para cada terminal.

| <i>Táxon</i>                         | 12S        | 16S    | CytB   | 28S | EF1- $\alpha$ | CAD    | COI | AATS   |
|--------------------------------------|------------|--------|--------|-----|---------------|--------|-----|--------|
| <i>Achanthiptera rohrelliformis</i>  | MR         |        |        |     | MR            |        |     |        |
| <i>Atherigona theodori</i>           |            |        | Strict |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Atherigona tibuseta</i>           |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Atherigona seticauda</i>          |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Atherigona orizae</i> T63         |            |        |        |     |               |        | MR  |        |
| <i>Atherigona apicemaculata</i> T59  |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Azelia nebulosa</i>               |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Coenosia tigrina</i>              |            |        |        |     |               | Strict |     |        |
| <i>Curranosia</i> sp.                |            |        |        |     |               |        |     | MRE    |
| <i>Cyrtoneurina</i> sp T2            |            |        |        |     | MR            |        |     |        |
| <i>Cyrtoneurina geminata</i> T6      |            |        |        |     |               | Strict |     | strict |
| <i>Cyrtoneurina</i> sp T3            |            |        |        |     | MR            |        |     |        |
| <i>Cyrtoneuriniinae</i> T69          |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Cyrtoneuropsis armipes</i> T10    |            |        |        |     | strict        |        |     |        |
| <i>Cyrtoneuropsis brunnea</i> T74    |            |        |        |     |               |        |     |        |
| <i>Cyrtoneuropsis dubia</i> T12      |            |        |        |     |               |        | MRE |        |
| <i>Dichaetomyia bibax</i>            |            |        | MR     |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Dichaetomyia johannis</i>         |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Dolichophaonia santoamarensis</i> |            |        |        |     | strict        |        |     |        |
| <i>Drymeia alpicola</i>              |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Drymeia hamata</i>                |            |        |        |     | Strict        |        |     |        |
| <i>Eginia ocypterata</i>             |            |        |        |     |               |        |     |        |
| <i>Fannia canicularis</i>            | Strict/MRE | Strict | MR     |     |               | Strict |     |        |
| <i>Glossina morsitans</i>            |            | MR     |        |     |               |        |     |        |



Tabela 11. (Continuação)

| <i>Táxon</i>                     | 12S    | 16S           | CytB       | 28S    | EF1- $\alpha$ | CAD    | COI           | AATS   |
|----------------------------------|--------|---------------|------------|--------|---------------|--------|---------------|--------|
| <i>Gymnodia debilis</i>          |        |               |            |        | Strict/MR     |        |               | MRE    |
| <i>Gymnodia humilis</i>          |        |               |            |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Gymnodia marshalli</i>        |        |               |            |        |               |        |               |        |
| <i>Helina evecta</i>             | Strict |               | Strict     |        |               |        |               |        |
| <i>Helina lasiophthalma</i>      |        |               |            |        |               | Strict |               |        |
| <i>Helina subvittata</i>         |        |               |            |        |               |        | MRE           |        |
| <i>Hemichlora scordalus</i>      |        |               |            |        |               |        |               | Strict |
| <i>Huckettomyia watannabei</i>   |        |               |            | Strict |               |        |               |        |
| <i>Hydrotaea aenescens</i>       |        |               | Strict     |        |               |        |               |        |
| <i>Hydrotaea albipuncta</i>      |        | MR            |            |        |               |        |               |        |
| <i>Hydrotaea irritans</i>        |        |               |            |        |               | Strict |               |        |
| <i>Hydrotaea meteorica</i>       |        |               |            |        |               |        | MRE           |        |
| <i>Hydrotaea velutina</i>        |        |               | Strict     |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Linnophora maculosa</i>       |        |               | Strict     |        |               |        |               |        |
| <i>Lispe leucospila</i>          |        |               |            |        |               |        |               | Strict |
| <i>Lophosceles cianeiventris</i> | MR     |               |            | Strict |               |        |               |        |
| <i>Melophagus ovinus</i>         |        | Strict/MR/MRE |            |        | Strict/MR/MRE |        |               |        |
| <i>Morellia aenescens</i>        |        |               |            | Strict |               |        |               |        |
| <i>Morellia hortorum</i>         | Strict |               |            |        |               |        |               |        |
| <i>Morellia semimarginata</i>    |        |               |            |        |               |        |               | Strict |
| <i>Morellia simplex</i>          | Strict | Strict        |            | Strict |               | Strict |               |        |
| <i>Neomuscina goianensis</i> T18 |        |               |            |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Neomuscina inflexa</i>        |        |               |            |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Neomuscina instabilis</i>     |        |               | Strict/MRE | MR     | Strict        |        |               |        |
| <i>Neomuscina vitoriae</i> T53   |        | Strict        |            |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Neomyia cornicina</i>         |        |               |            |        | Strict        |        |               |        |
| <i>Neurotrixa marinonii</i> T1   |        |               |            |        | Strict/MR     |        | Strict/MR/mre |        |

Tabela 11. (Conclusão)

| <i>Táxon</i>                      | 12S    | 16S    | CytB   | 28S    | EF1- $\alpha$ | CAD    | COI    | AATS   |
|-----------------------------------|--------|--------|--------|--------|---------------|--------|--------|--------|
| <i>Passeromyia indecora</i>       | Strict | MR/MRE | MR/MRE |        | Strict        |        |        |        |
| <i>Phaonia pallida</i>            |        |        |        | MR/MRE |               |        |        |        |
| <i>Philornis aikeni</i> T57       |        |        |        |        | Strict        |        |        |        |
| <i>Philornis fasciventris</i> T34 |        |        |        |        | Strict        |        |        |        |
| <i>Philornis zeteki</i> T30       |        |        |        |        | Strict        |        |        |        |
| <i>Philornis</i> sp. T81          |        |        |        |        |               | Strict |        |        |
| <i>Potamia litoralis</i>          |        |        |        |        | MR            |        |        |        |
| <i>Psilochaeta pampiana</i>       |        |        |        |        | Strict        |        |        |        |
| <i>Pygophora confusa</i>          |        |        |        |        | Strict        |        |        | Strict |
| <i>Sarcopromusca pruna</i>        |        |        |        |        |               |        |        | Strict |
| <i>Spilogona dispar</i>           | MR/MRE |        | MR     |        |               | Strict |        |        |
| <i>Stomoxys calcitrans</i>        |        |        |        |        |               | Strict |        |        |
| <i>Syllimnophora</i>              |        |        |        |        |               |        | MR/MRE |        |
| <i>Thricops genarum</i>           |        |        |        | Strict |               |        |        |        |
| <i>Villeneuvea aestum</i>         |        |        |        |        | Strict        |        |        |        |

Tabela 12. Esquemas de Particionamento estimados pelo PartitionFinder2 e modelos selecionados pelo ModelFinder para cada partição, nas análises de Máxima Verossimilhança. 1<sup>a</sup>,2<sup>a</sup>,3<sup>a</sup>, denotam a respectiva posição do códon gênico agrupado na respectiva partição.

| Partições   | Modelos     |
|---|-------------|
| 12S   | TVM+F+R     |
| 16S   | TVM+F+I+G   |
| 28S   | TPM3u+F+R   |
| CAD   | GTR+F+R     |
| COI 1 <sup>a</sup> , CytB 2 <sup>a</sup>                | TPM2u+F+I+G |
| COI 2 <sup>a</sup>                                      | TIM2+F+R    |
| COI 3 <sup>a</sup>                                      | TIM3e+I+G   |
| AATS 1 <sup>a</sup> ,3 <sup>a</sup> CytB 1 <sup>a</sup> | TIM2+F+I+G  |
| AATS 2 <sup>a</sup>                                     | TIM2+F+I+G  |
| CytB 3 <sup>a</sup>                                     | HKY+F+R     |
| EF1-a 3 <sup>a</sup>                                    | Tne+R       |
| EF1-a 1 <sup>a</sup> 2 <sup>a</sup>                     | HKY+F+I+G   |

Tabela 13 Teste de topologia de *Itatingamyia couriae* utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. Tree1= Imposição do terminal na tribo Cyrtonerini; Tree2= Imposição do terminal na tribo Hemichlorini; Tree3= Imposição do terminal fora da subfamília Cyrtonerinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis.

[illegible]

Tabela 14 Teste de topologia de *Passeromyia indecora* utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. Tree1= Imposição do terminal na tribo Cyrtoneurini; Tree2= Imposição do terminal na tribo Hemichlorini; Tree3= Imposição do terminal fora da subfamília Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis.

[illegible]



Tabela 16 Teste de topologia de Atherigoninae em Muscidae, mantendo *rogues* do gênero *Atherigona*. Teste realizado utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. As imposições foram: Tree1= Atherigoninae como grupo irmão do restante dos Muscidae; Tree2= Atherigoninae aninhado em Cyrtoneurinae; Tree3= Atherigoninae aninhado em Mydaeinae; Tree4= Atherigoninae como grupo irmão de Mydaeinae; Tree5= Atherigoninae como grupo irmão de Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis.

| Tree | logL       | deltaL   | bp-RELL | p-KH    | p-SH    | p-WKH   | p-WSH   | c-ELW   | p-AU    |
|------|------------|----------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|
| 1    | -81441.552 | 0        | 0.4213+ | 0.5091+ | 1.0000+ | 0.5091+ | 0.8444+ | 0.4160+ | 0.5175+ |
| 2    | -82981.953 | 1540.401 | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- |
| 3    | -83080.958 | 1639.406 | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- |
| 4    | -81441.722 | 0.17     | 0.3183+ | 0.4909+ | 0.8900+ | 0.4909+ | 0.8869+ | 0.3182+ | 0.4830+ |
| 5    | -81442.158 | 0.606    | 0.2604+ | 0.4648+ | 0.8660+ | 0.4641+ | 0.8535+ | 0.2659+ | 0.4526+ |

Tabela 17 Teste de topologia de Atherigoninae em Muscidae, excluindo *rogues* do gênero *Atherigona*. Teste realizado utilizando 10000 reamostragens pelo método RELL. As imposições foram: Tree1= Atherigoninae como grupo irmão do restante dos Muscidae; Tree2= Atherigoninae aninhado em Cyrtoneurinae; Tree3= Atherigoninae aninhado em Mydaeinae; Tree4= Atherigoninae como grupo irmão de Mydaeinae; Tree5= Atherigoninae como grupo irmão de Cyrtoneurinae. deltaL= valor em logL da diferença proporcional em relação ao valor máximo de logL no conjunto de dados; bp-RELL= *Bootstrap* proporcional utilizando o método RELL; p-KH= valores de p para o teste Kishino-Hasegawa; p-SH= valores de p para o teste Shimodaira-Hasegawa; p-WKH= valores relativos ao critério de pesagem do teste KH; p-WSH= valores relativos ao critério de pesagem do teste SH; c-ELW= teste de Peso Esperado para Verossimilhança; p-AU= valor de p do teste *Approximately Unbiased*. Valores seguidos do sinal de “+” denotam hipóteses dentro do intervalo de 95% de significância; Valores seguidos do sinal “-” denotam hipóteses significativamente rejeitáveis.

| Tree | logL       | deltaL  | bp-RELL | p-KH    | p-SH    | p-WKH   | p-WSH   | c-ELW   | p-AU    |
|------|------------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|---------|
| 1    | -80324.648 | 1.4     | 0.3329+ | 0.4093+ | 0.7982+ | 0.4093+ | 0.7585+ | 0.3347+ | 0.4568+ |
| 2    | -81256.737 | 933.489 | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0006- |
| 3    | -81322.903 | 999.655 | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- | 0.0000- |
| 4    | -80323.248 | 0       | 0.4498+ | 0.5907+ | 1.0000+ | 0.5907+ | 0.9393+ | 0.4436+ | 0.5989+ |
| 5    | -80325.03  | 1.782   | 0.2173+ | 0.3531+ | 0.8237+ | 0.3531+ | 0.7440+ | 0.2217+ | 0.3744+ |

APÊNDICE 2 – FIGURAS

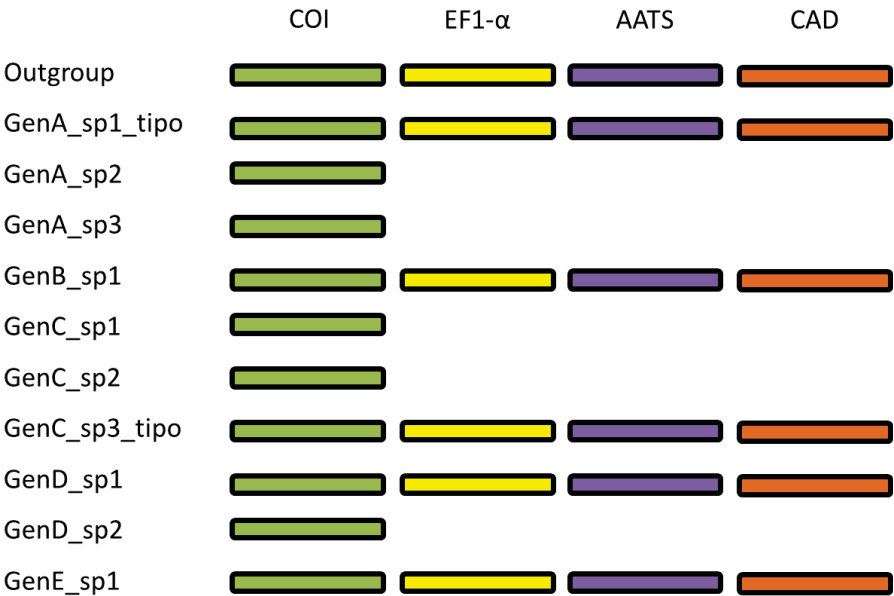


Figura 1. Estratégia de sequenciamento utilizada em Haseyama et al. (2015).

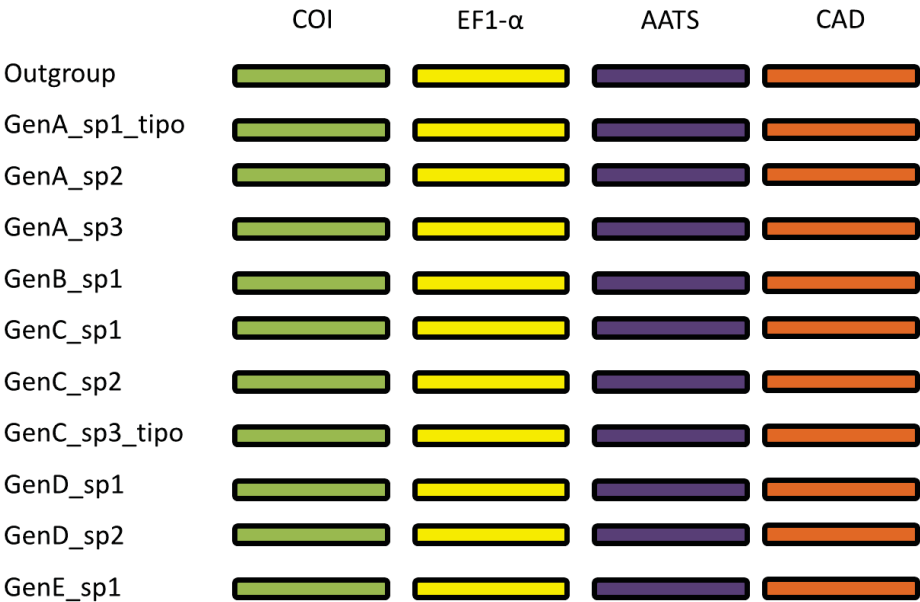


Figura 2. Estratégia de sequenciamento utilizada neste estudo.

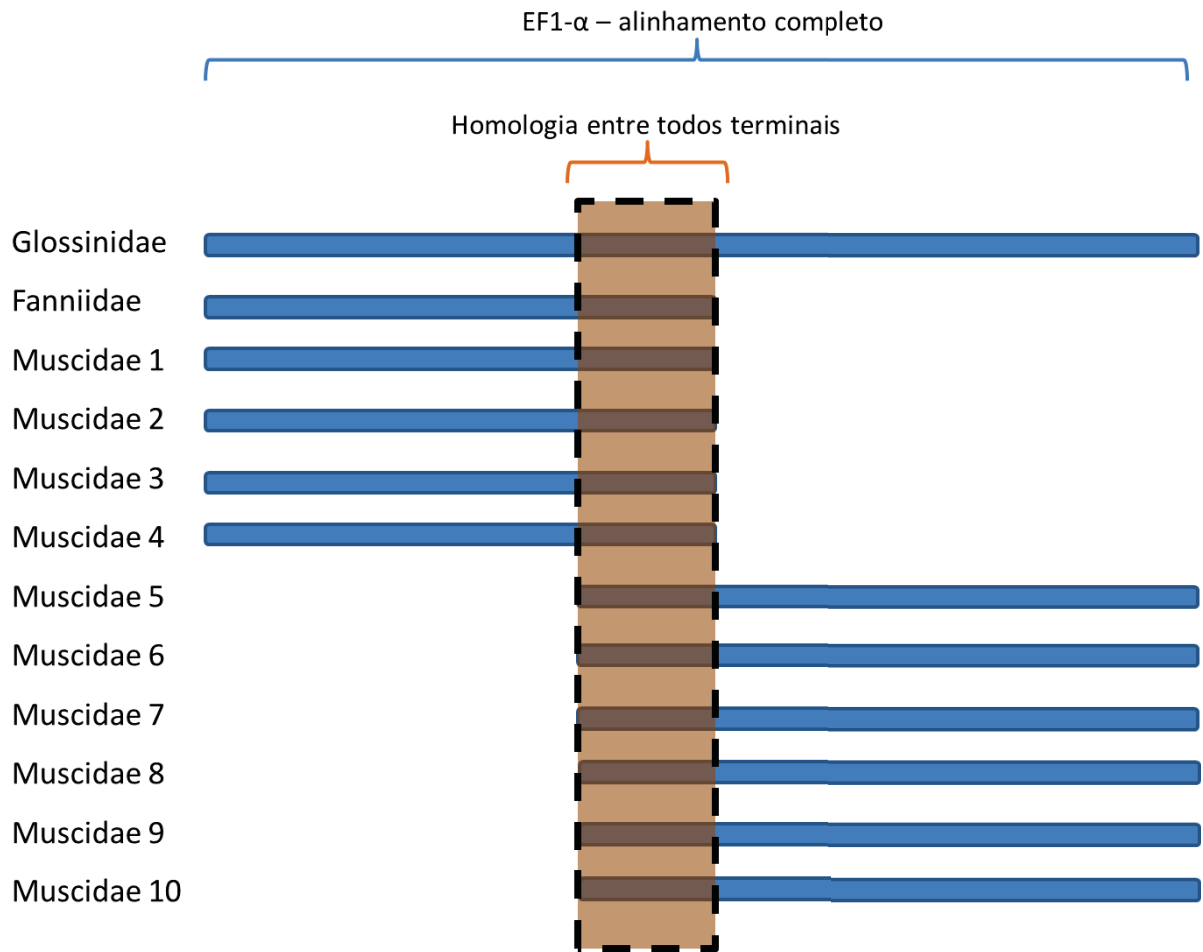


Figura 3. Exemplificação didática no alinhamento do marcador EF1- $\alpha$  não filtrado. Em laranja a representação da zona homóloga total, e em azul as barras indicam o restante da sequência no alinhamento e suas respectivas “caudas” homólogas entre grupos de terminais.



Figura 4. A. Fêmea de *Brachygasterina major* Malloch. B. Fêmea de *Chortinus bequaerti* Aldrich. C. Macho de *Charadrella malacophaga* Lopes. D. Fêmea de *C. bequaerti*. E. Fêmea de *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus). F. Fêmea de *Syllimnophora lispomima* Hennig. Escala 1mm.



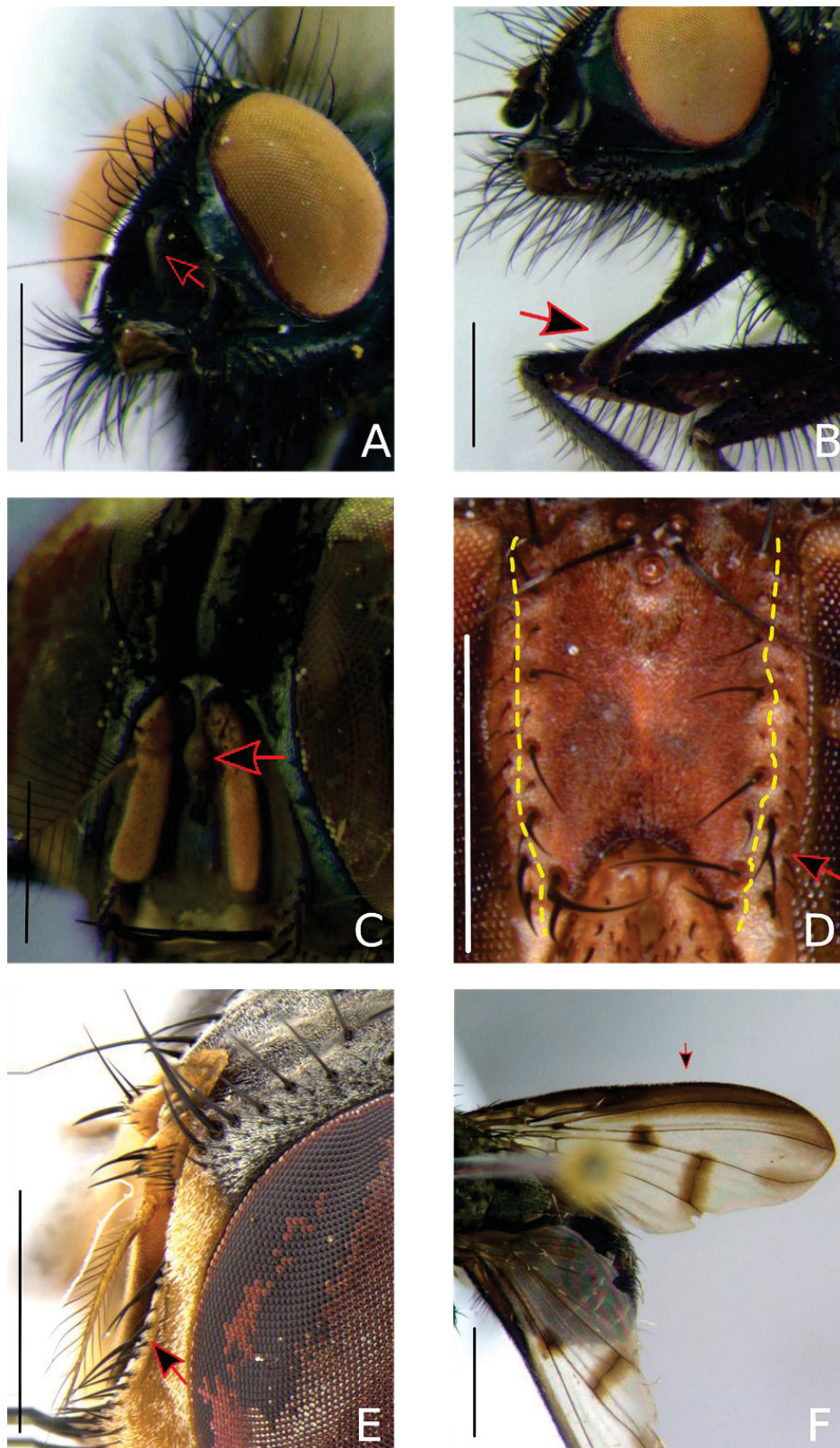


Figura 5. A-B. Macho de *Drymeia hamata* (Fällén). C. Fêmea de *Cyrtoneuropsis fuscicosta* Curran. D. Fêmea de *Neurotrixa marinoni* (Costacurta & Carvalho. E. Fêmea de *Cariocamyia* sp. 1 (sp.A). F. Asa de *C. fuscicosta*. Escala 1mm.

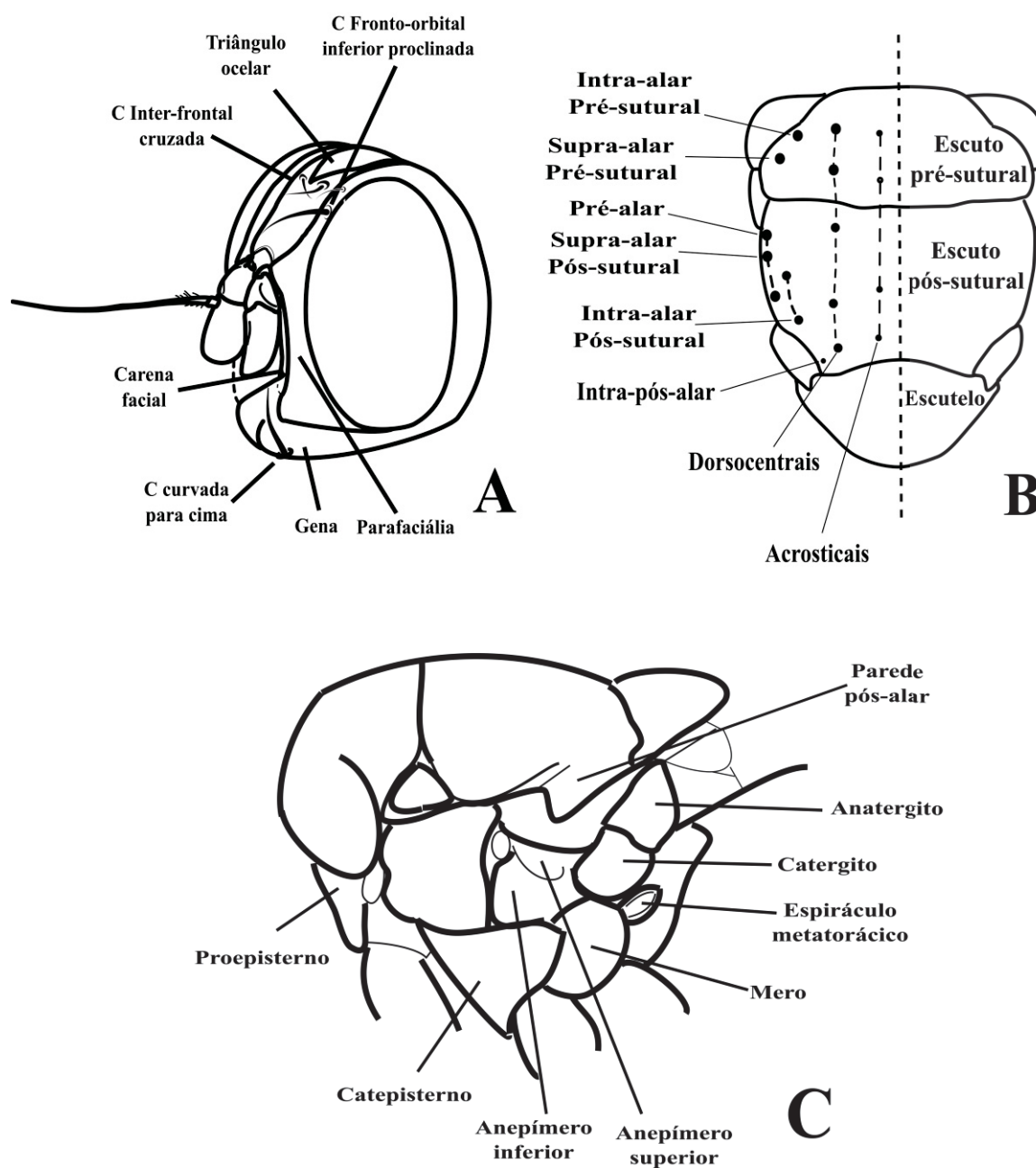


Figura 6. A. Cabeça generalizada do gênero *Hydrotaea* Robineau-Desvoidy, abreviatura C=Cerda. B. Tórax em vista dorsal representando a quetotaxia do escuto de Muscidae, modificado de Cumming & Wood (2009). C. Vista lateral do tórax generalizado de Calyptratae (Insecta, Diptera), modificado de Cumming & Wood (2009).



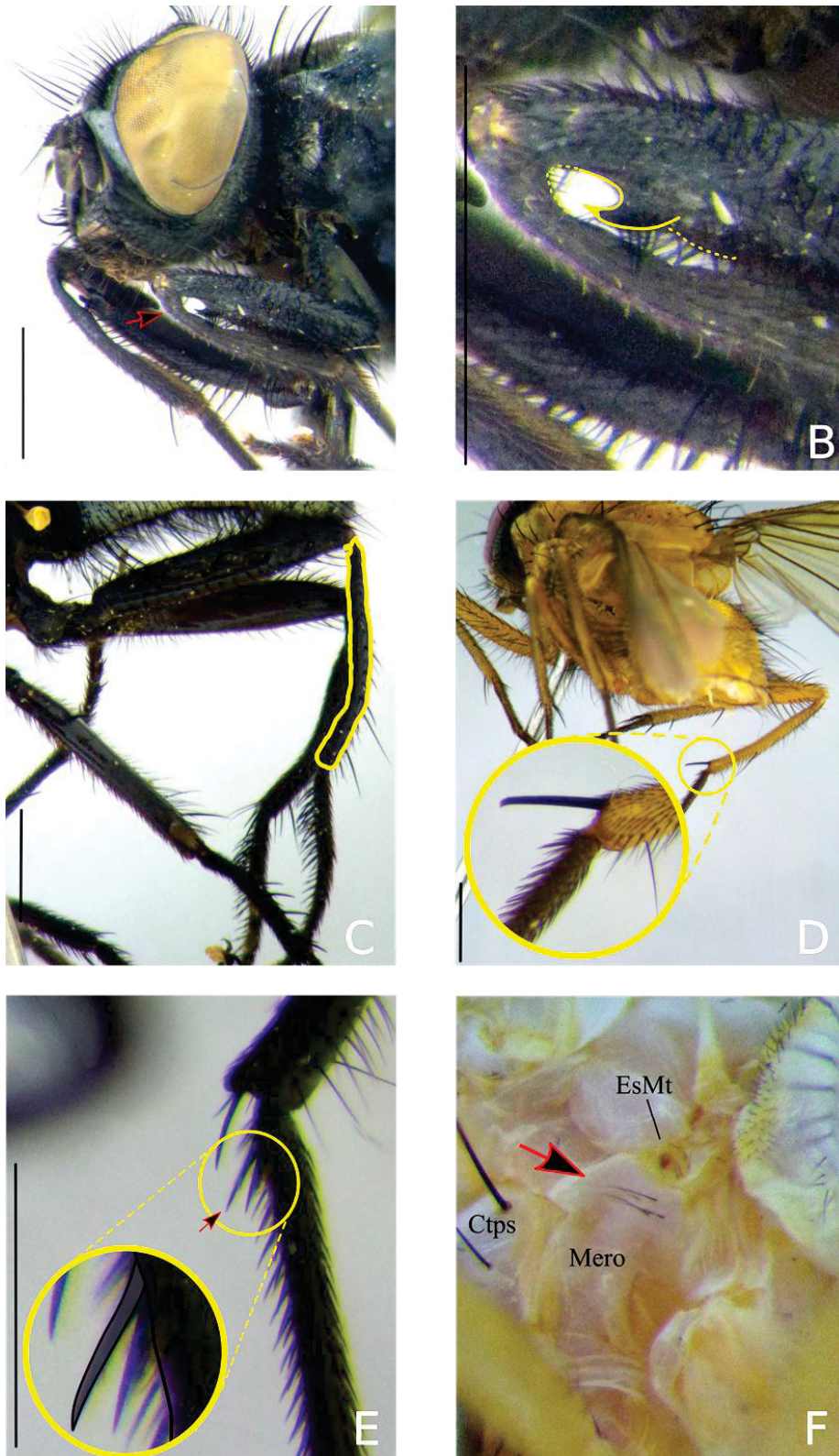


Figura 7. A-B. Macho de *Hydrotaea cyneiventris* Macquart. C. Macho de *Morellia aenescens* Robineau-Desvoidy. D. Macho de *Thricops diaphanus* (Wiedemann). E. Basitarso posterior de *Drymeia hamata* (Fällén). F. Escleritos pleurais de *Xenotachina albicorpus* Shinonaga & Sagara. Escala 1mm.

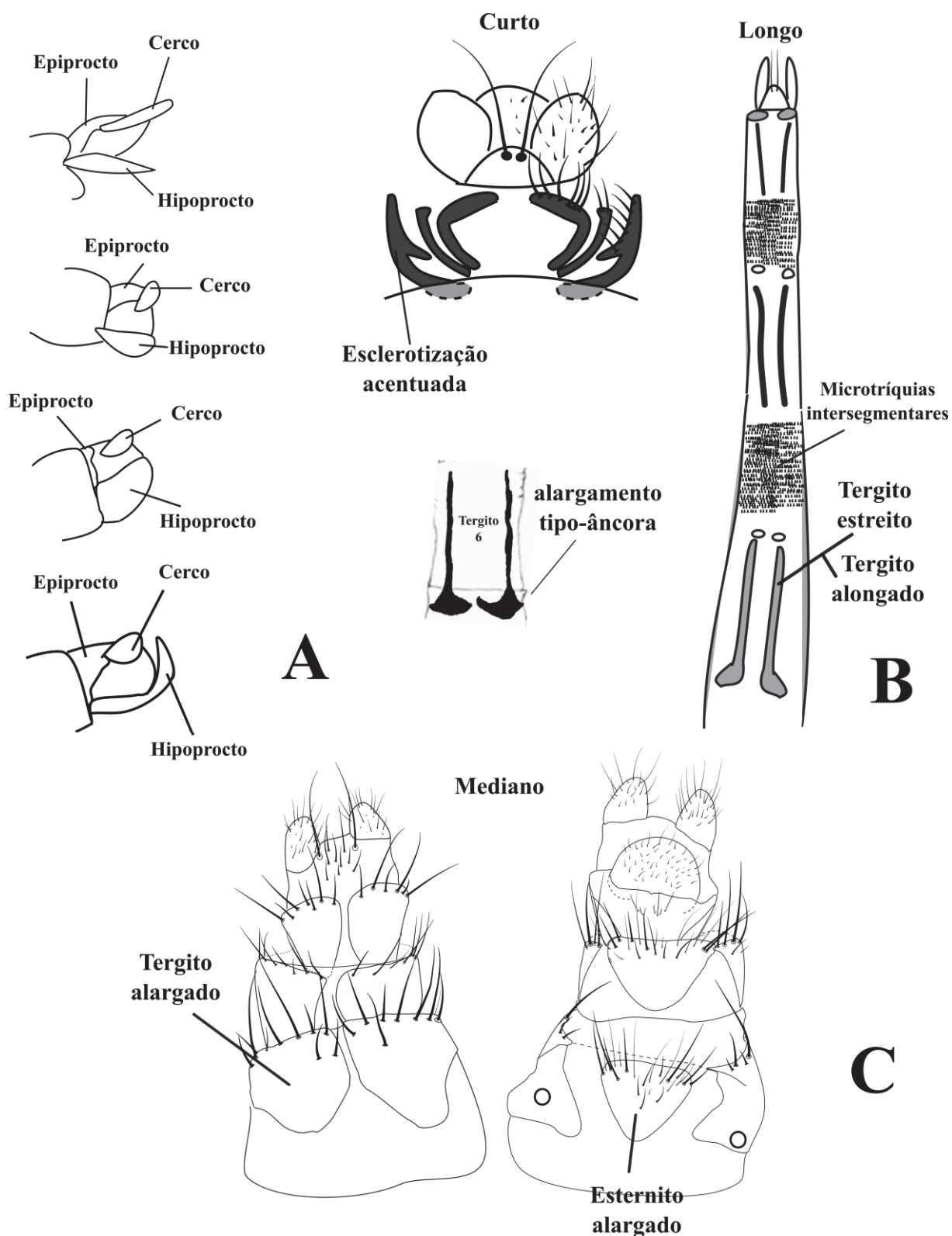


Figura 8. Caracteres de ovipositor. A. Forma do Hipoprocto (caráter 150), de cima para baixo os estados são (i) plano, (ii) lobular, (iii) côncavo, (iv) distintamente recurvado. B. Ovipositor curto de *Cyrtoneuropsis polystigma* (Wulp), modificado de Snyder (1954). Ovipositor longo generalizado de *Cyrtoneurina* Giglio-Tos. Tergito 6 de *Hydrotaea albuquerquei* (Lopes), com alargamento tipo âncora da região anterior. C. Ovipositor mediano em vista dorsal e ventral, respectivamente, de *Cariocamyia* (Snyder).

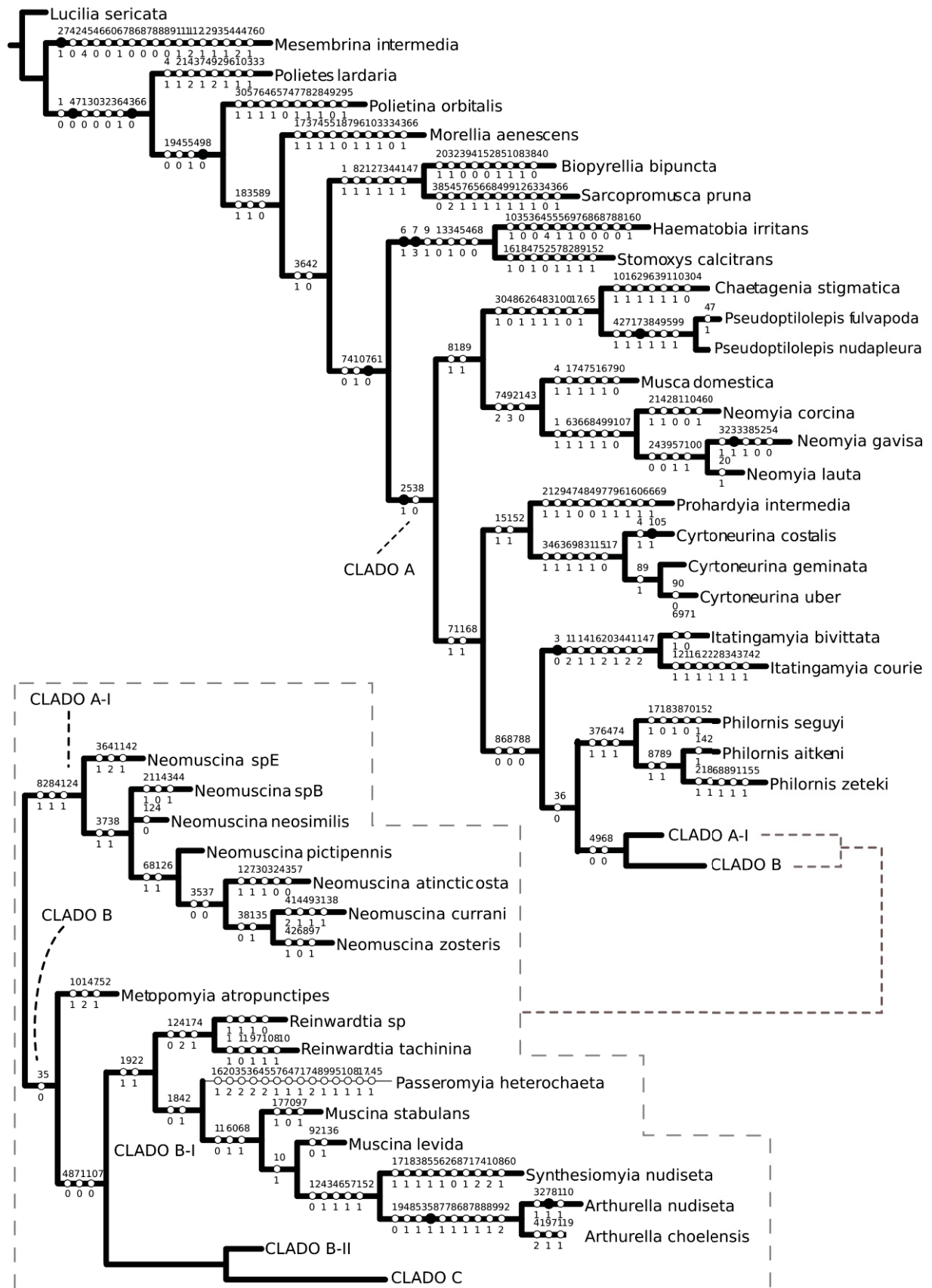


Figura 9. Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem implícita (IW). K=27,226365. Consenso estrito.

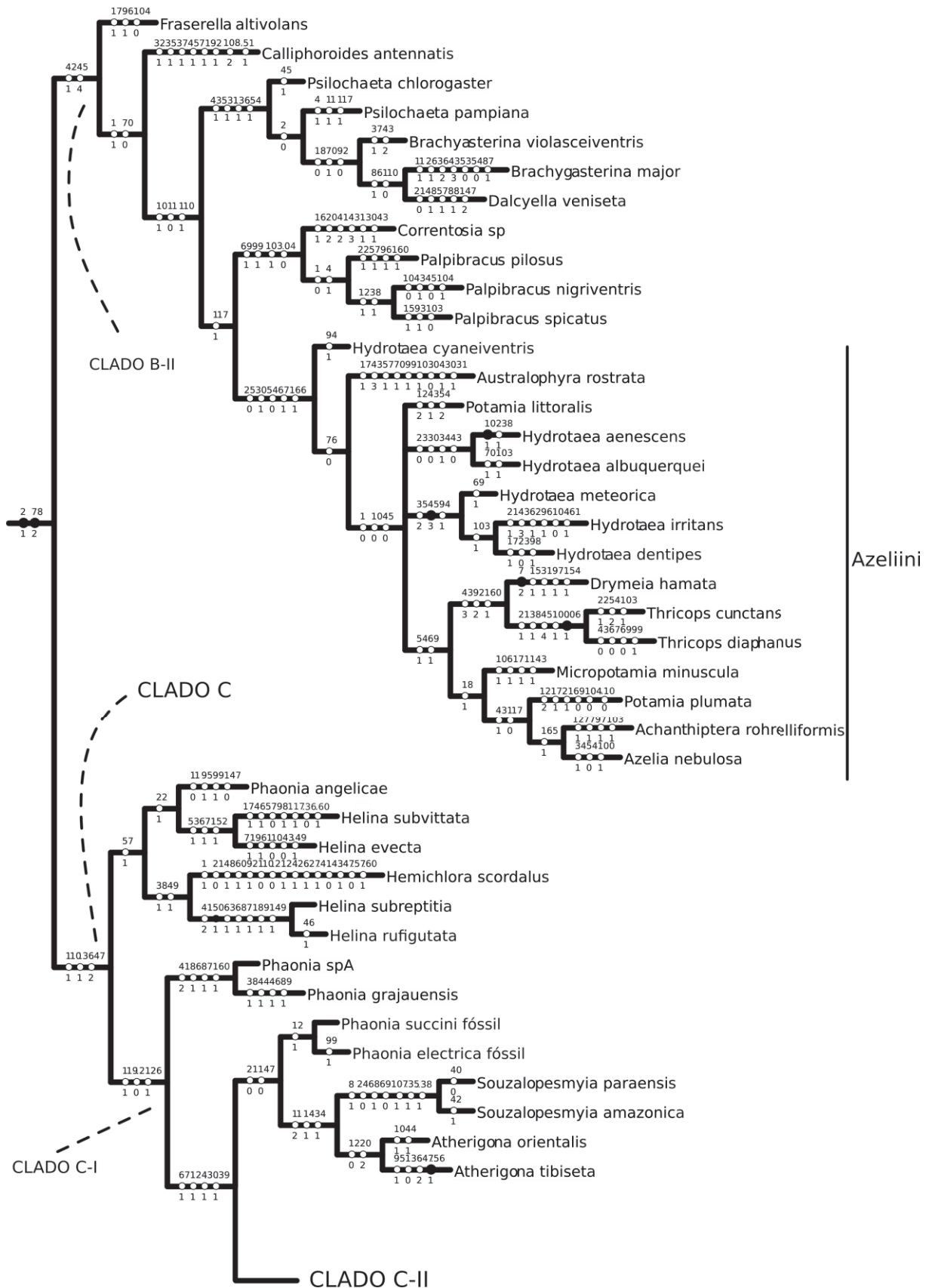


Figura 9. (Continuação) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem implícita (IW). K=27,226365. Consenso estrito.



## CLADO C-II

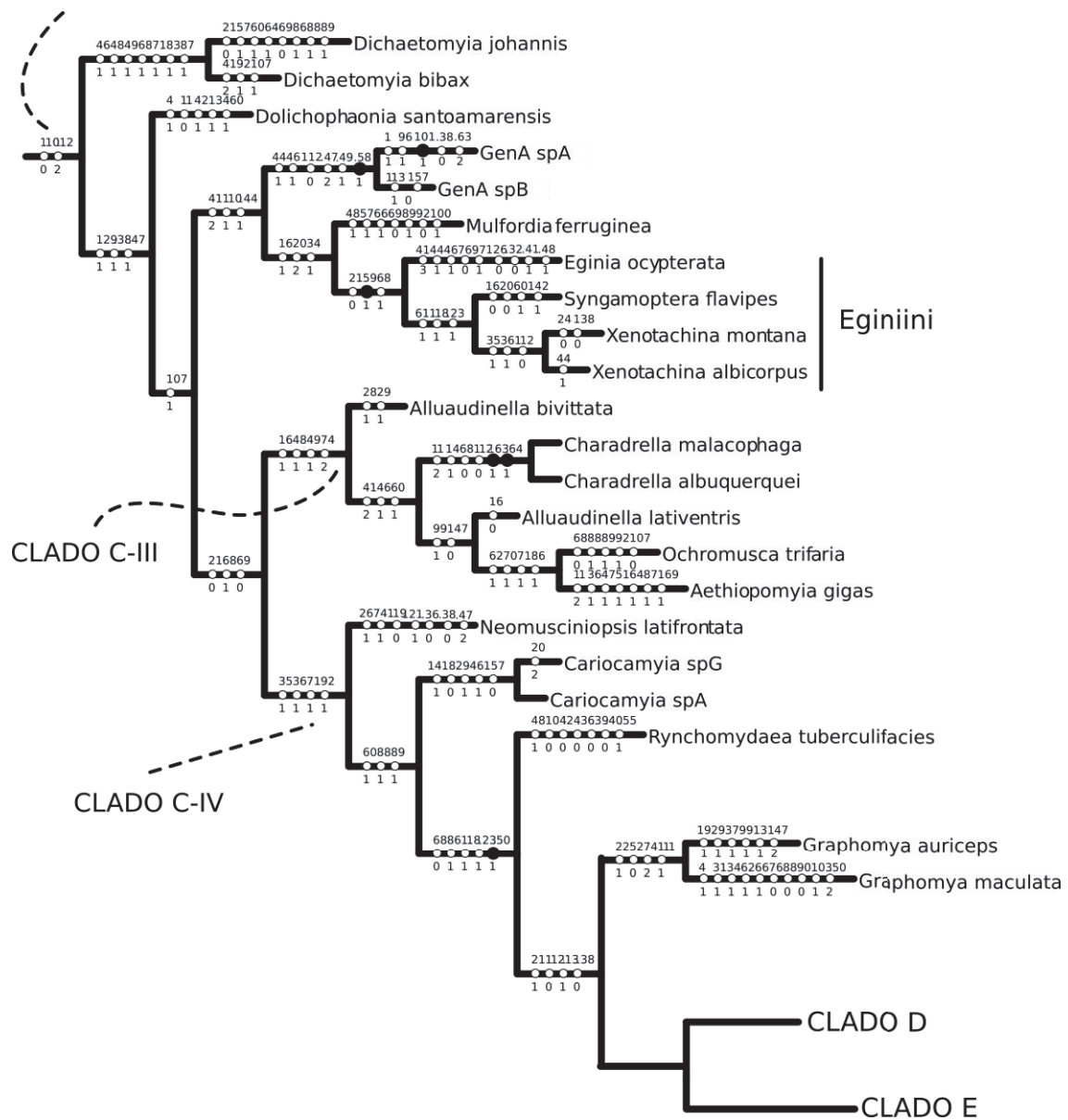


Figura 9. (Continuação) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem implícita (IW). K=27,226365. Consenso estrito.

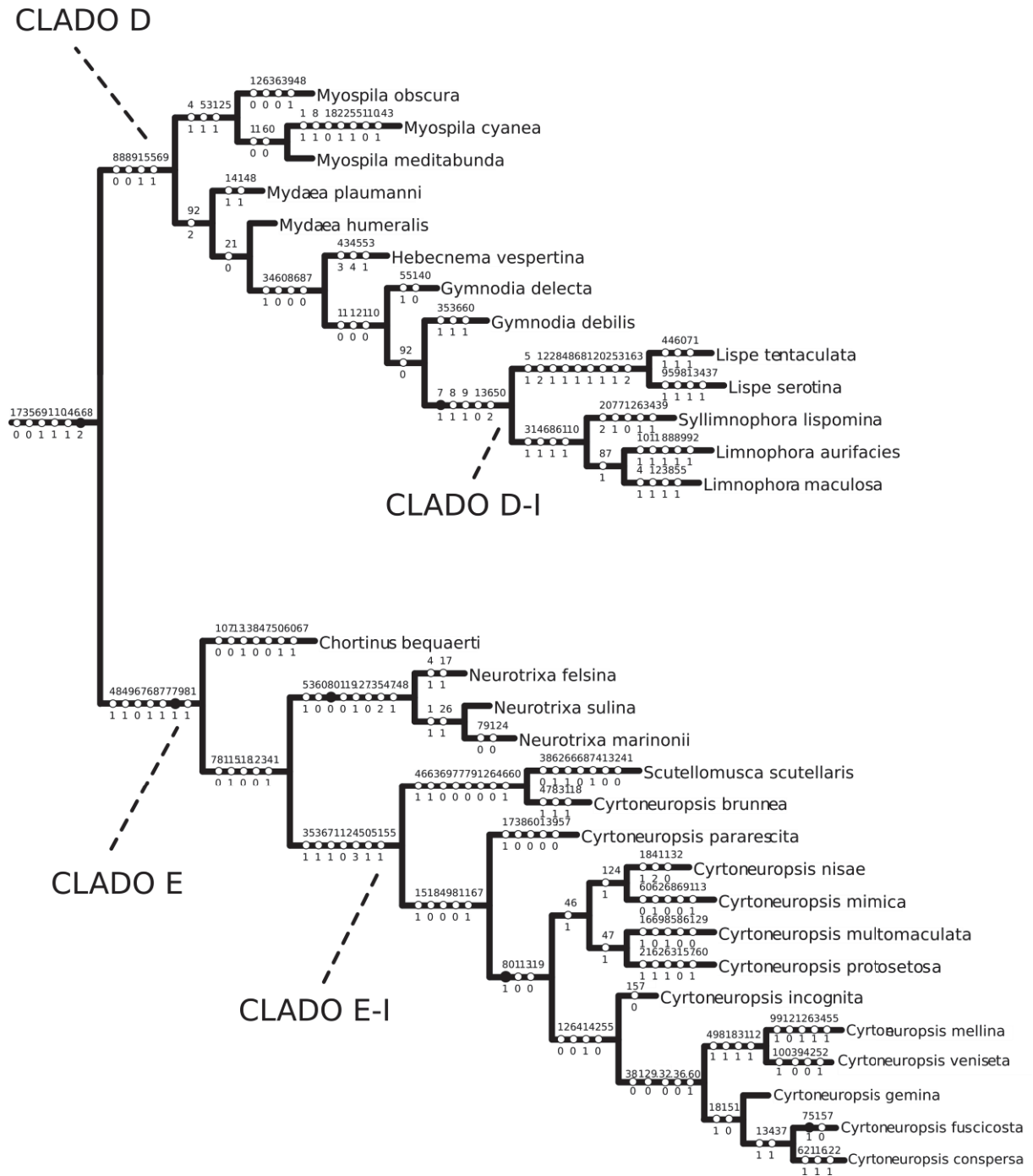


Figura 9. (Conclusão) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem implícita (IW). K=27,226365. Consenso estrito.



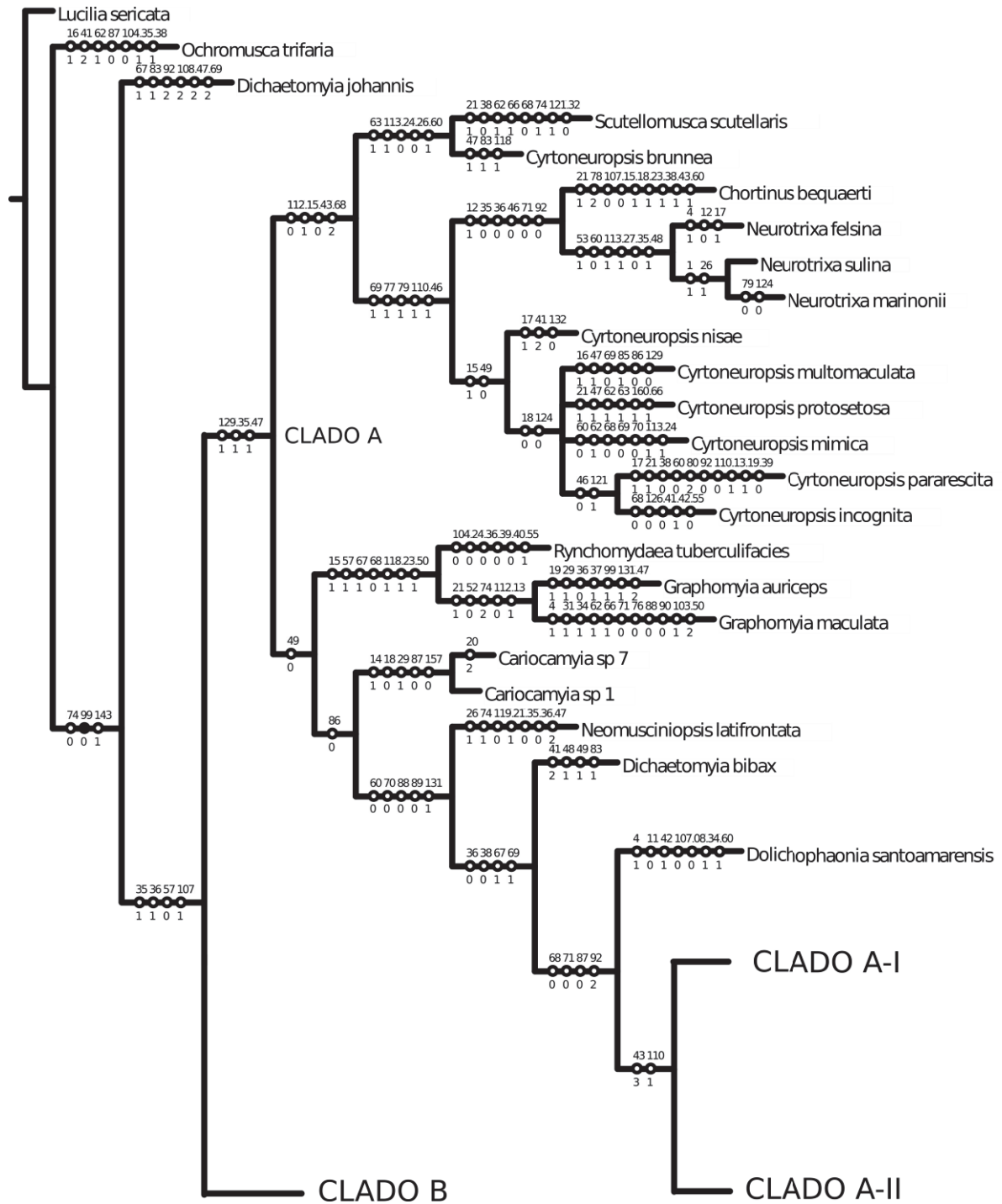


Figura 10. Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Consenso estrito.





Figura 10. (Continuação) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Consenso estrito.

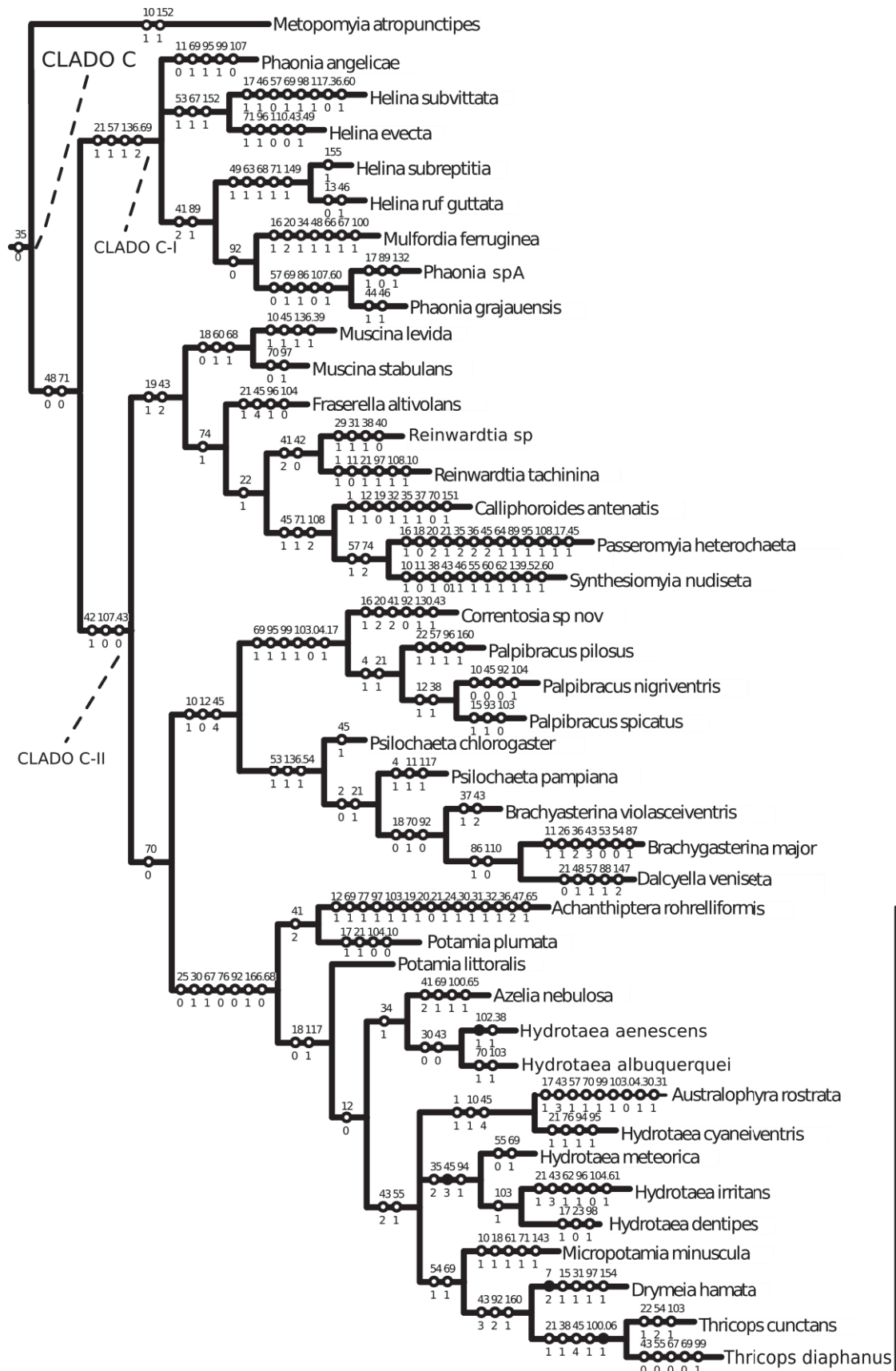


Figura 10. (Conclusão) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Consenso estrito.

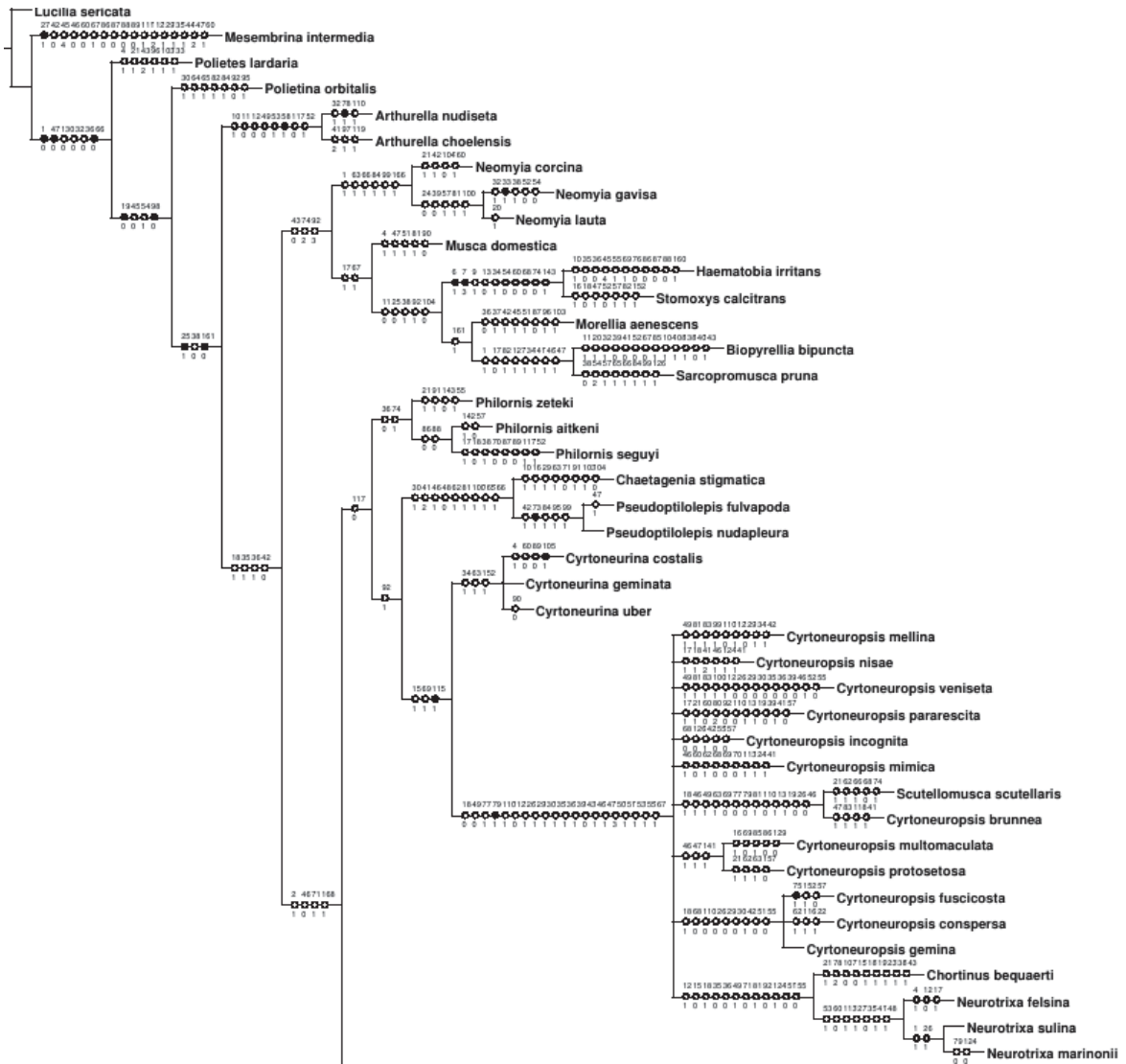


Figura 11. Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Reanálise da matriz excluindo *Dichaetomyia johannis* Pont e *Ochromusca trifaria* (Bigot). Consenso estrito.(Continua).

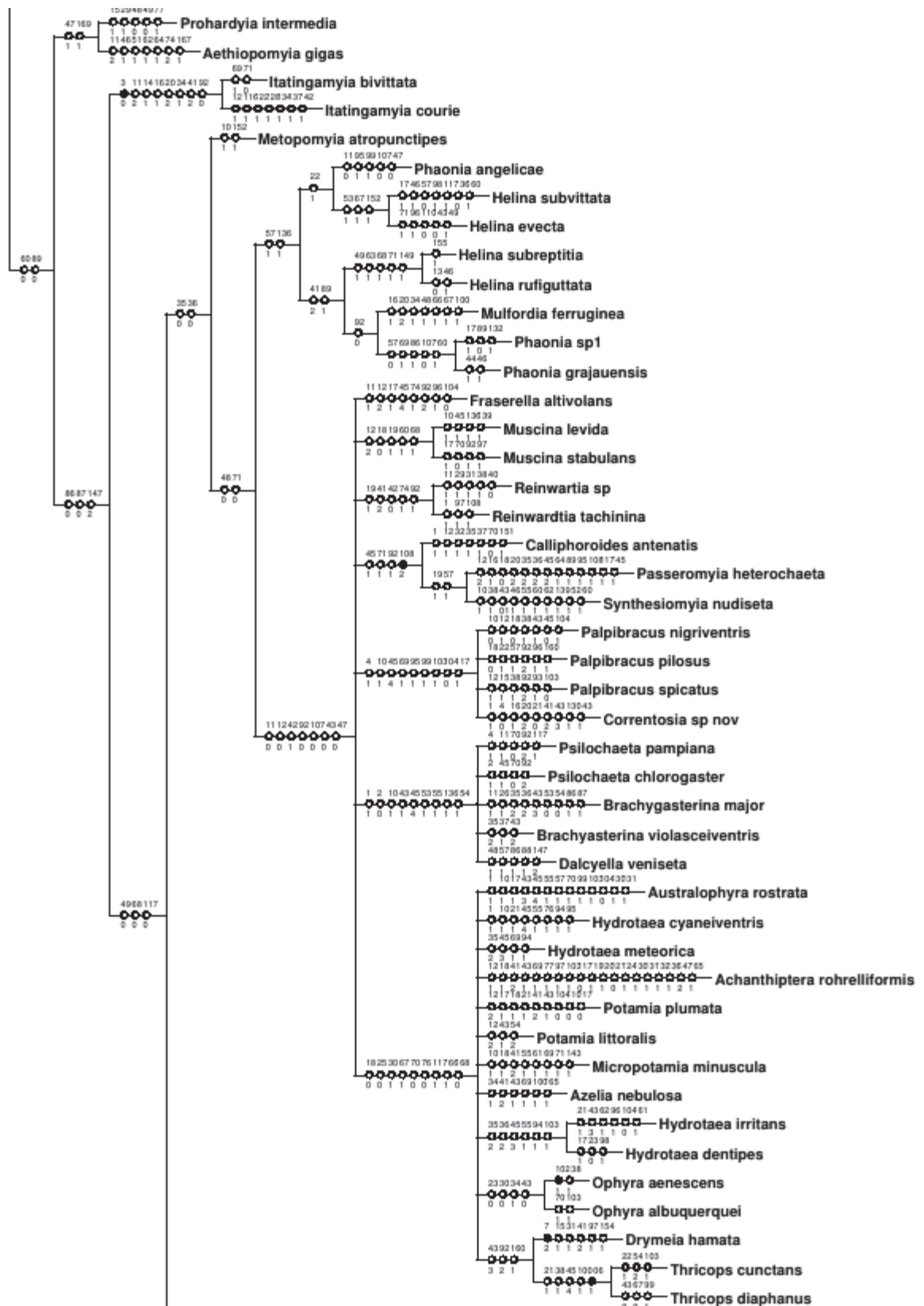


Figura 11. (Continuação) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Reanálise da matriz excluindo *Dichaetomyia johannis* Pont e *Ochromusca trifaria* (Bigot). Consenso estrito.



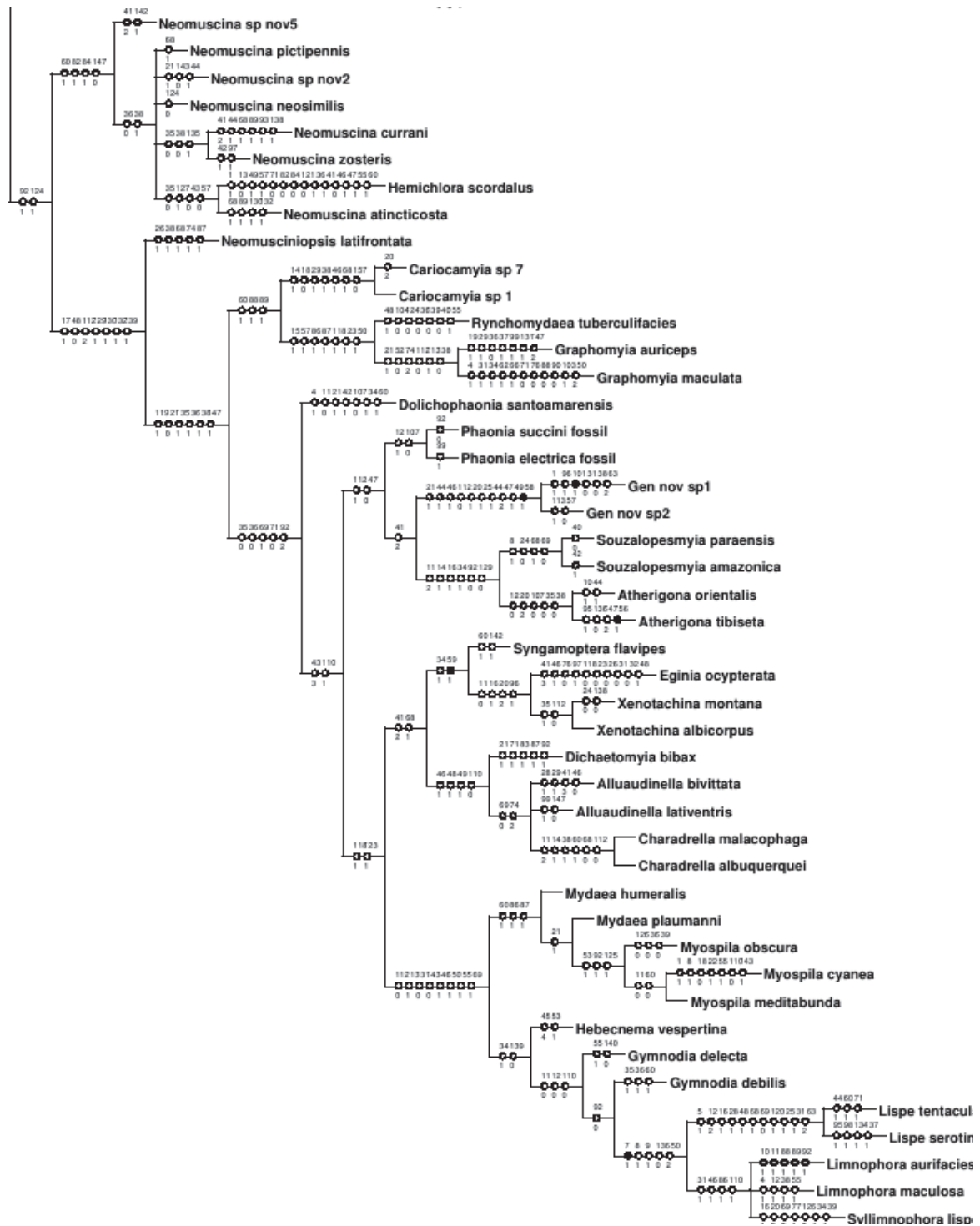


Figura 11. (Conclusão) Hipótese filogenética de dados morfológicos analisados com Parcimônia, sob pesagem igual (EW). Reanálise da matriz excluindo *Dichaetomyia johannis* Pont e *Ochromusca trifaria* (Bigot). Consenso estrito

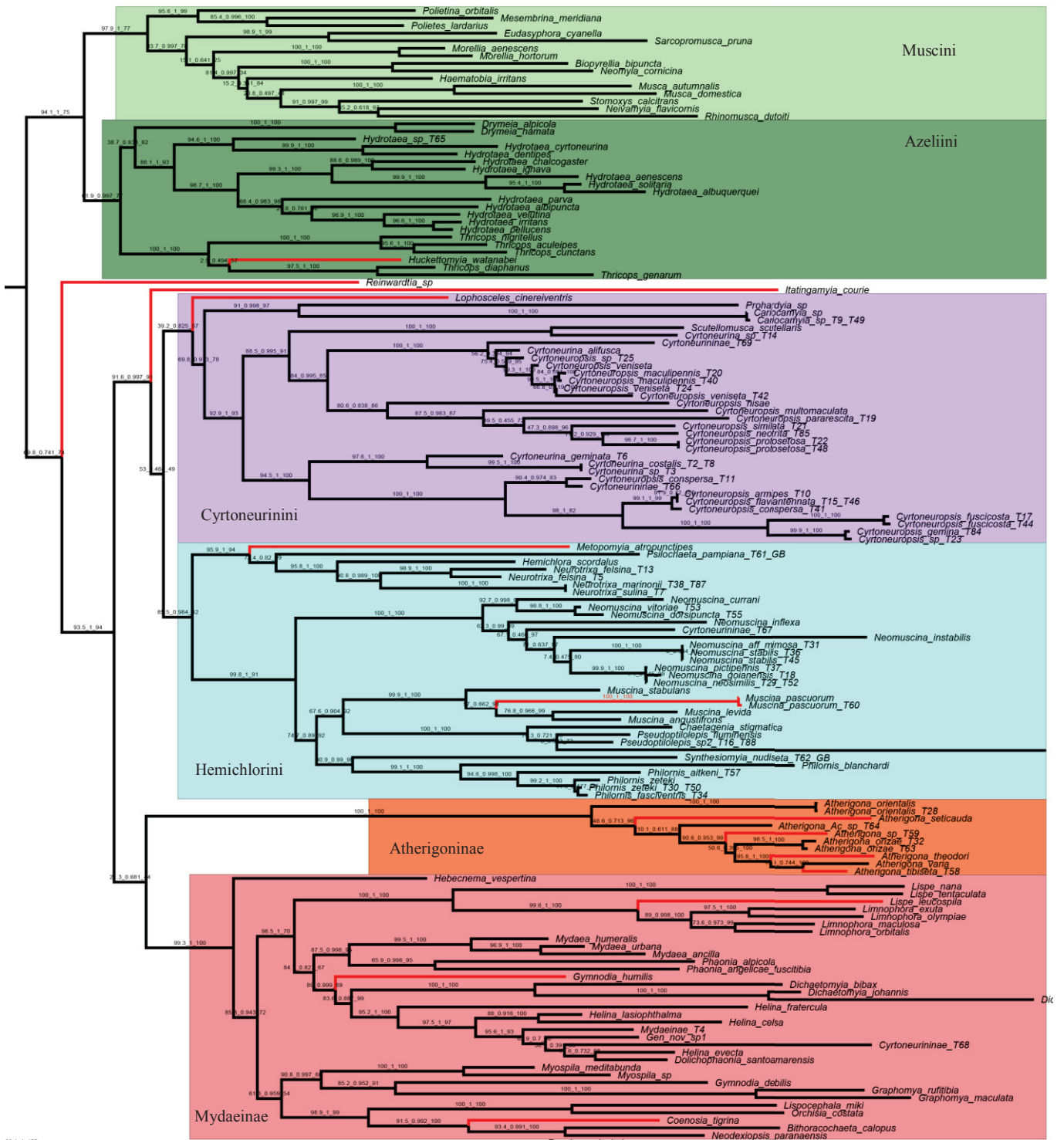


Figura 12. Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem RLI, analisado utilizando os parâmetros do coprimento de ramo ligados entre as partições. Os roques mantidos na matriz estão identificados com seu ramo em vermelho. Suportes de ramo são Sh-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Raiz omitida.



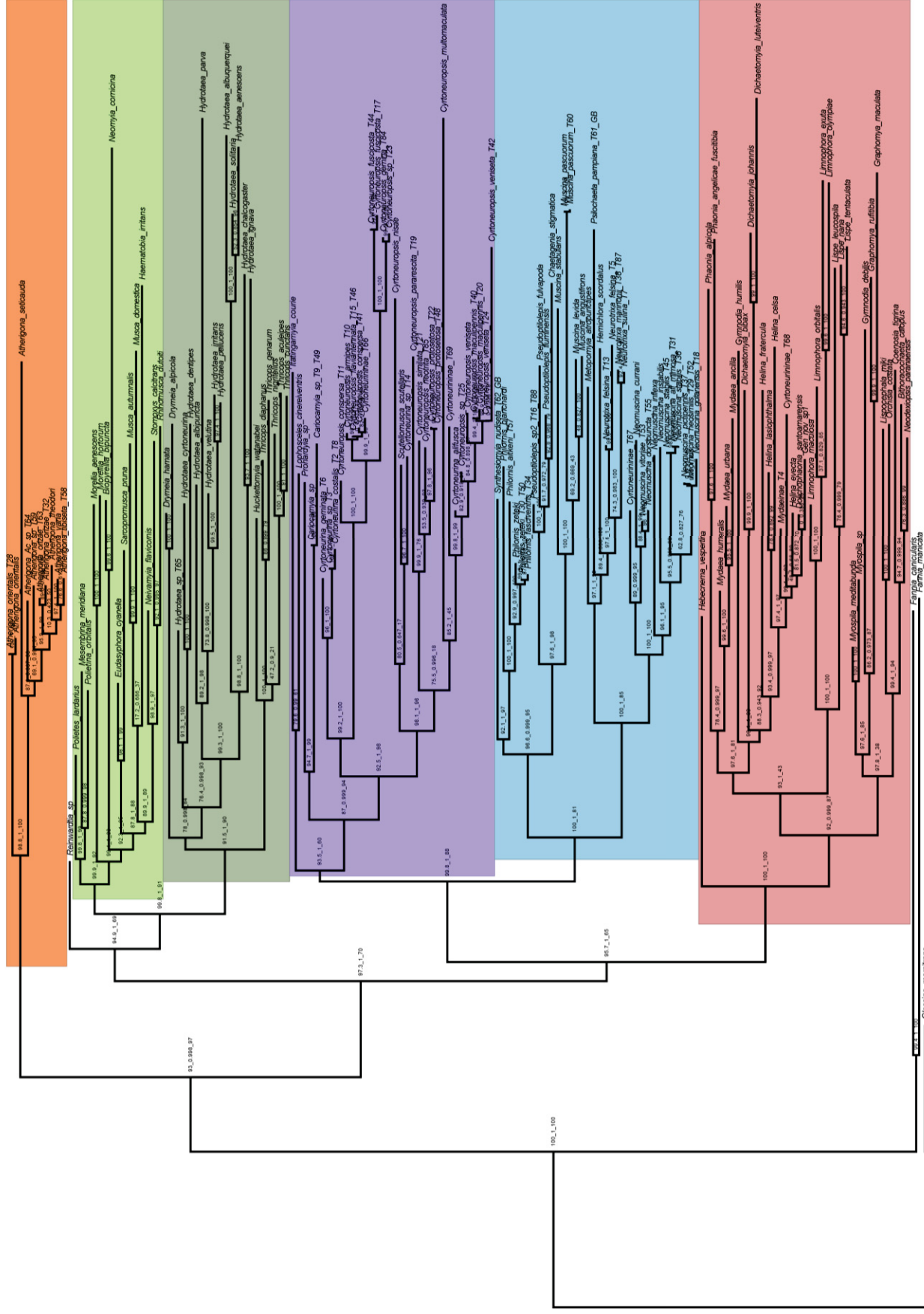


Figura 13. Árvore de Máxima Verossimilhança (RVn) comprimento de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Suportes de ramo desligado entre partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.

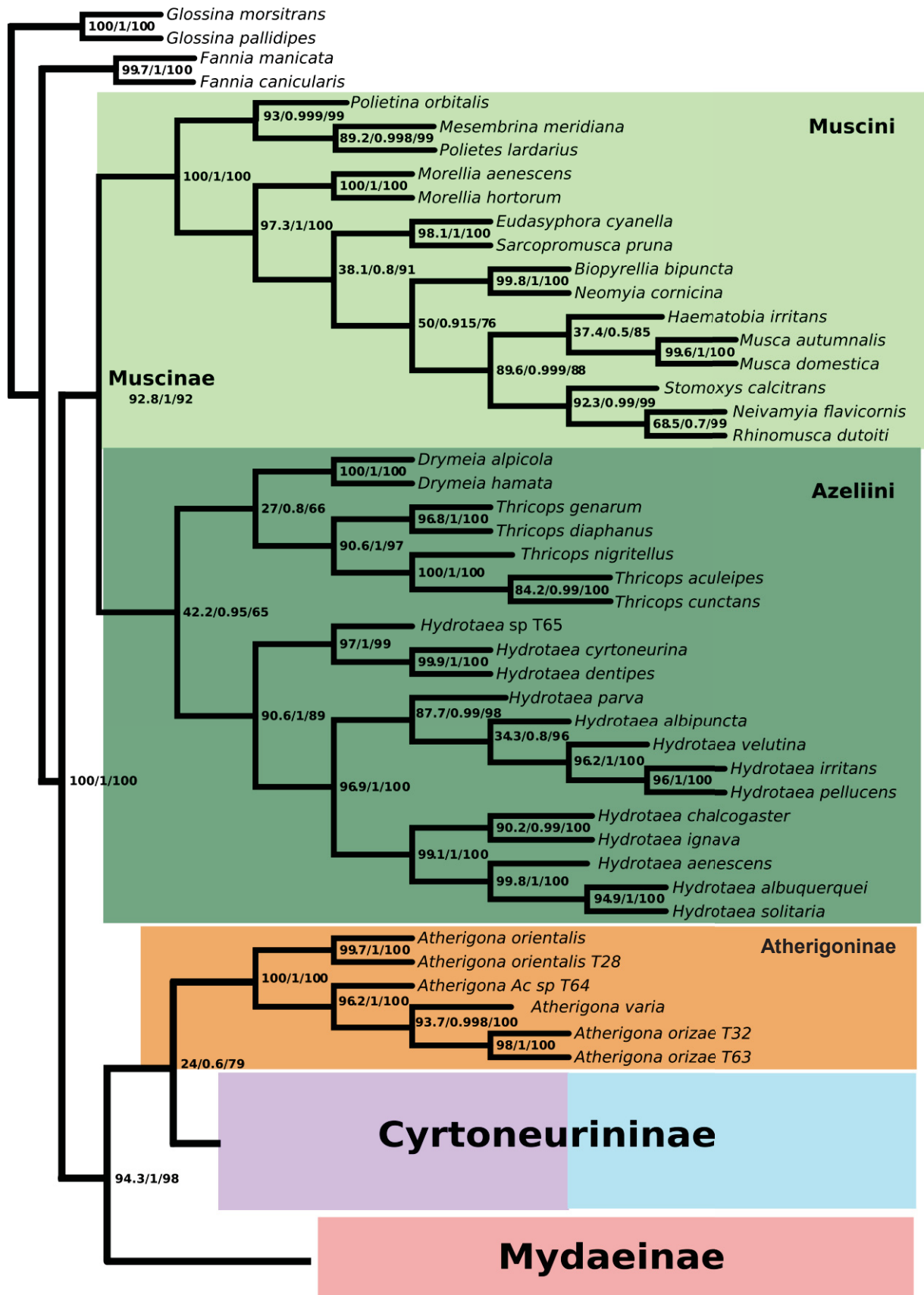


Figura 14. Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem NRs, utilizando os parâmetros do coprimento de ramo ligados entre as partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Comprimentos de ramos transformados em cladograma. (Continua)

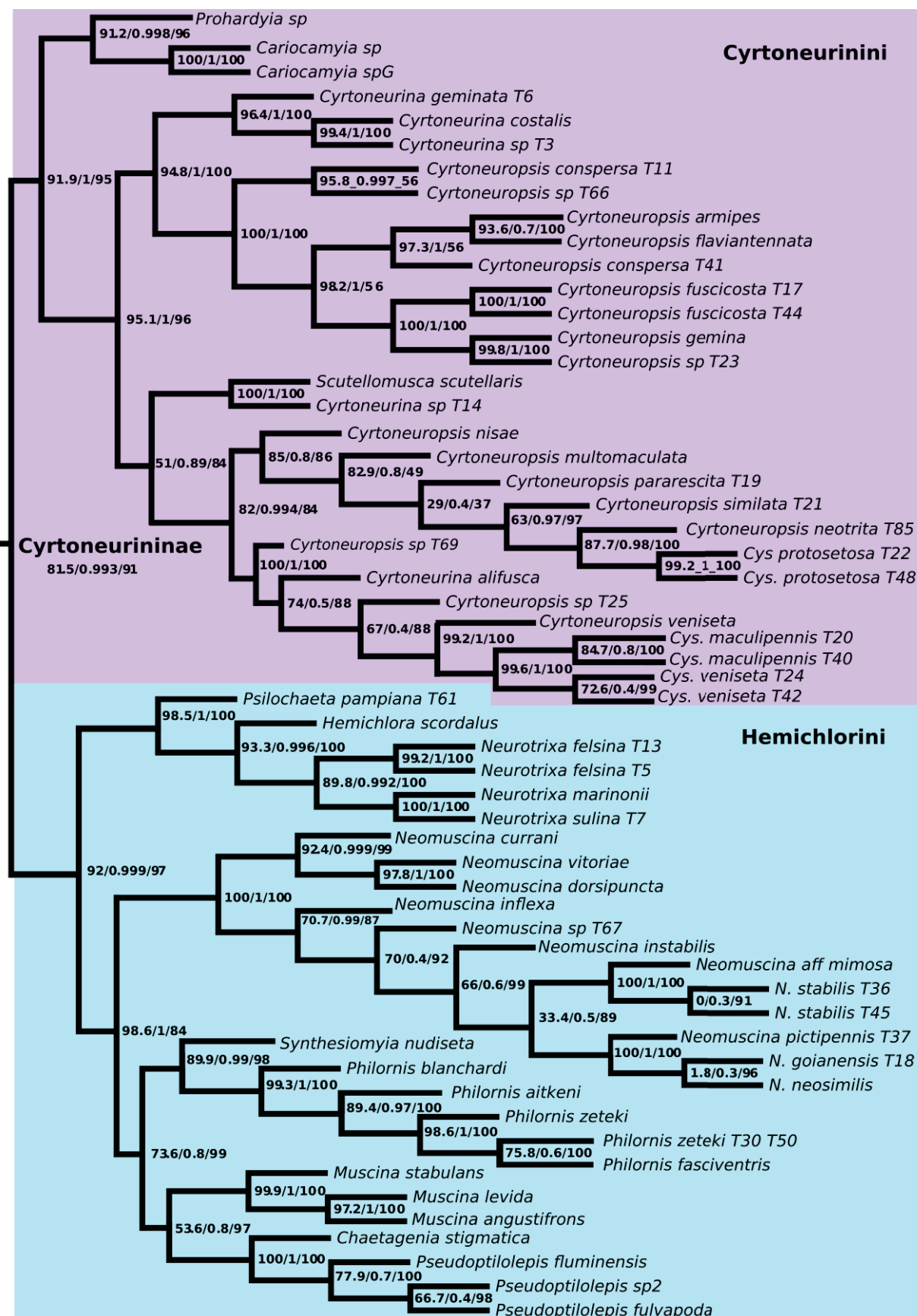


Figura 14. (Continuação) Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem NRs, utilizando os parâmetros do comprimento de ramo ligados entre as partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Comprimentos de ramos transformados em cladograma.

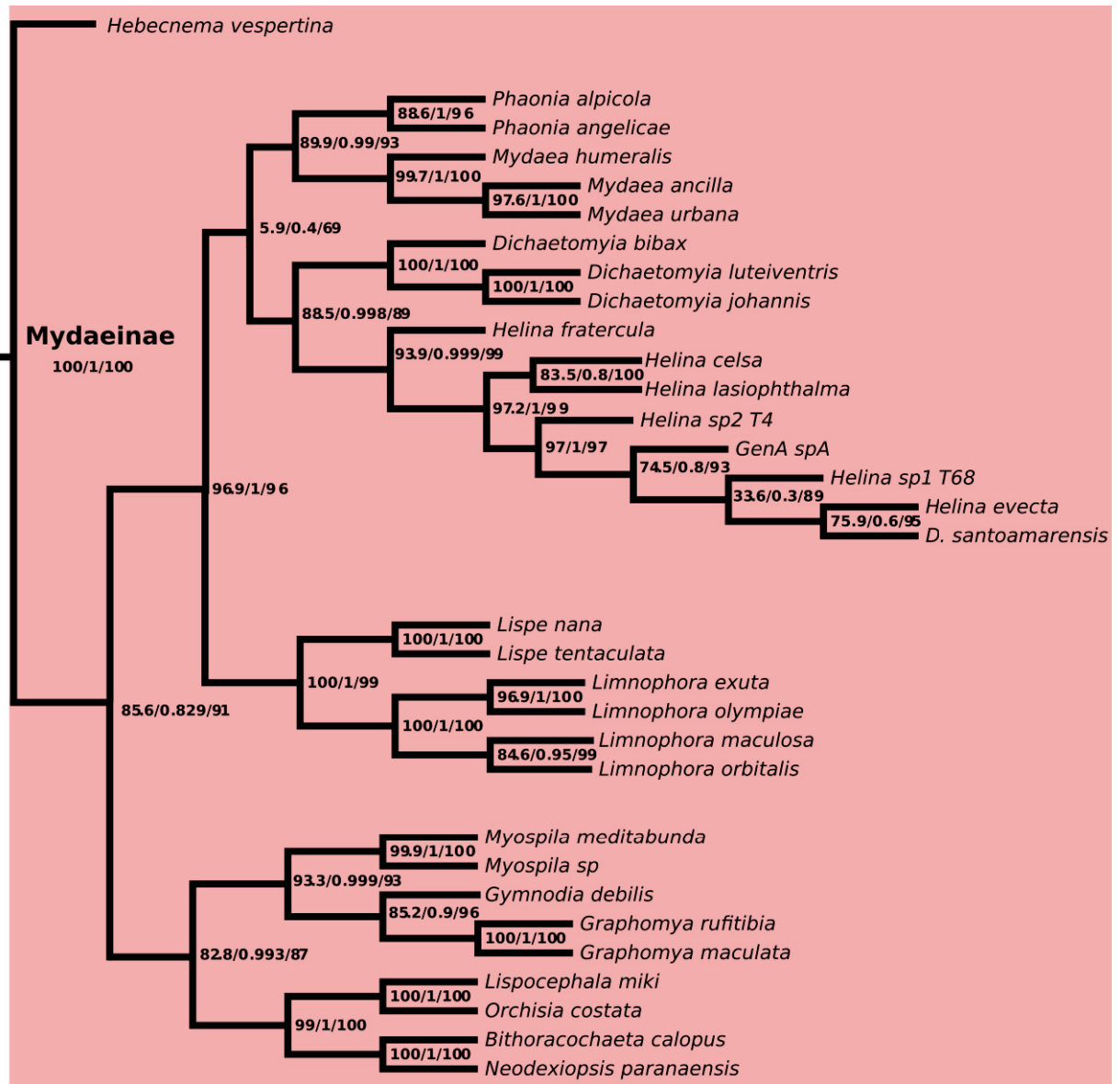


Figura 14. (Conclusão) Árvore de Máxima Verossimilhança resultante da abordagem NRs, utilizando os parâmetros do comprimento de ramo ligados entre as partições. Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Comprimentos de ramos transformados em cladograma.

Figura 15. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 12S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.

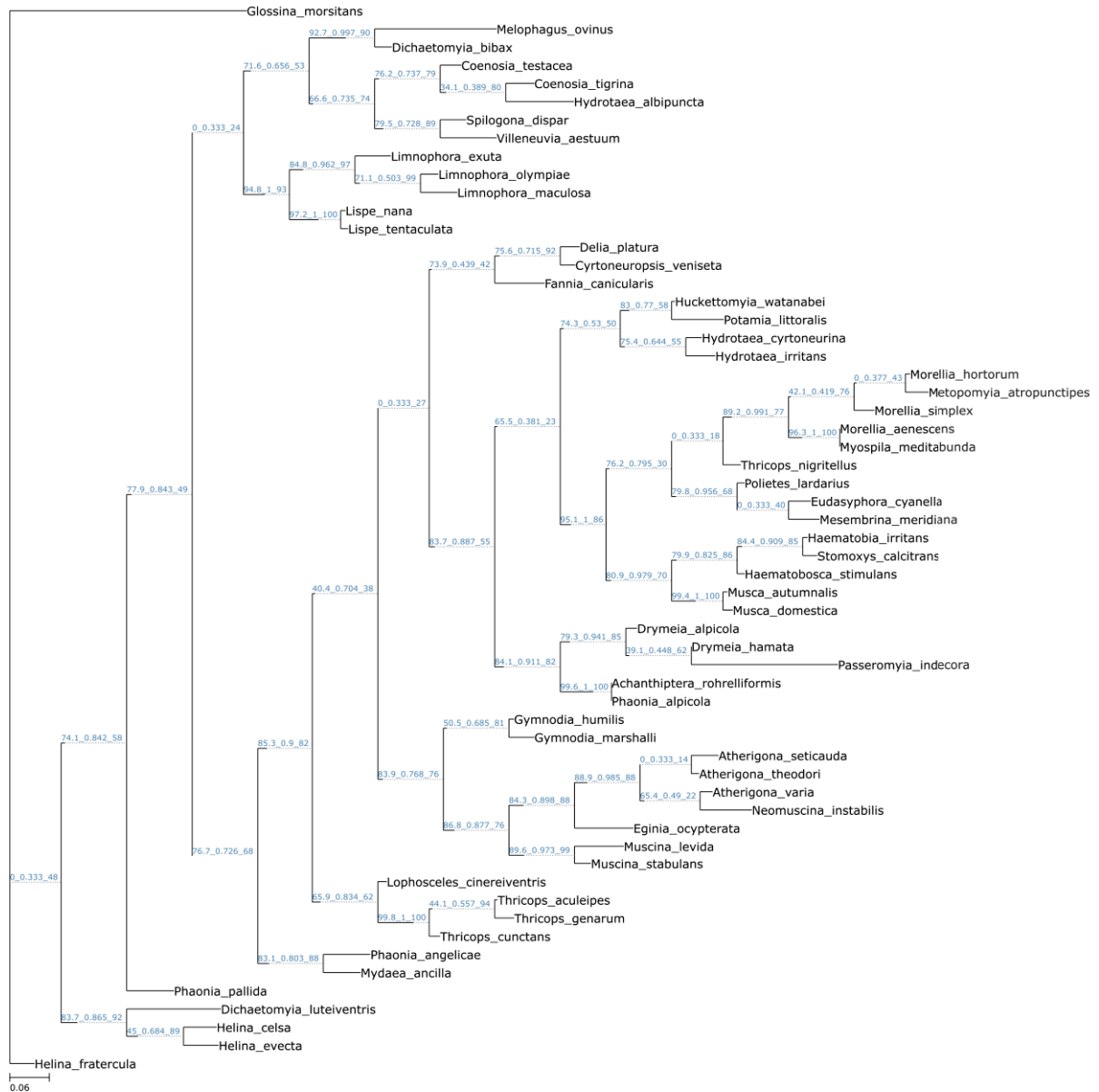


Figura 16. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 16S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente



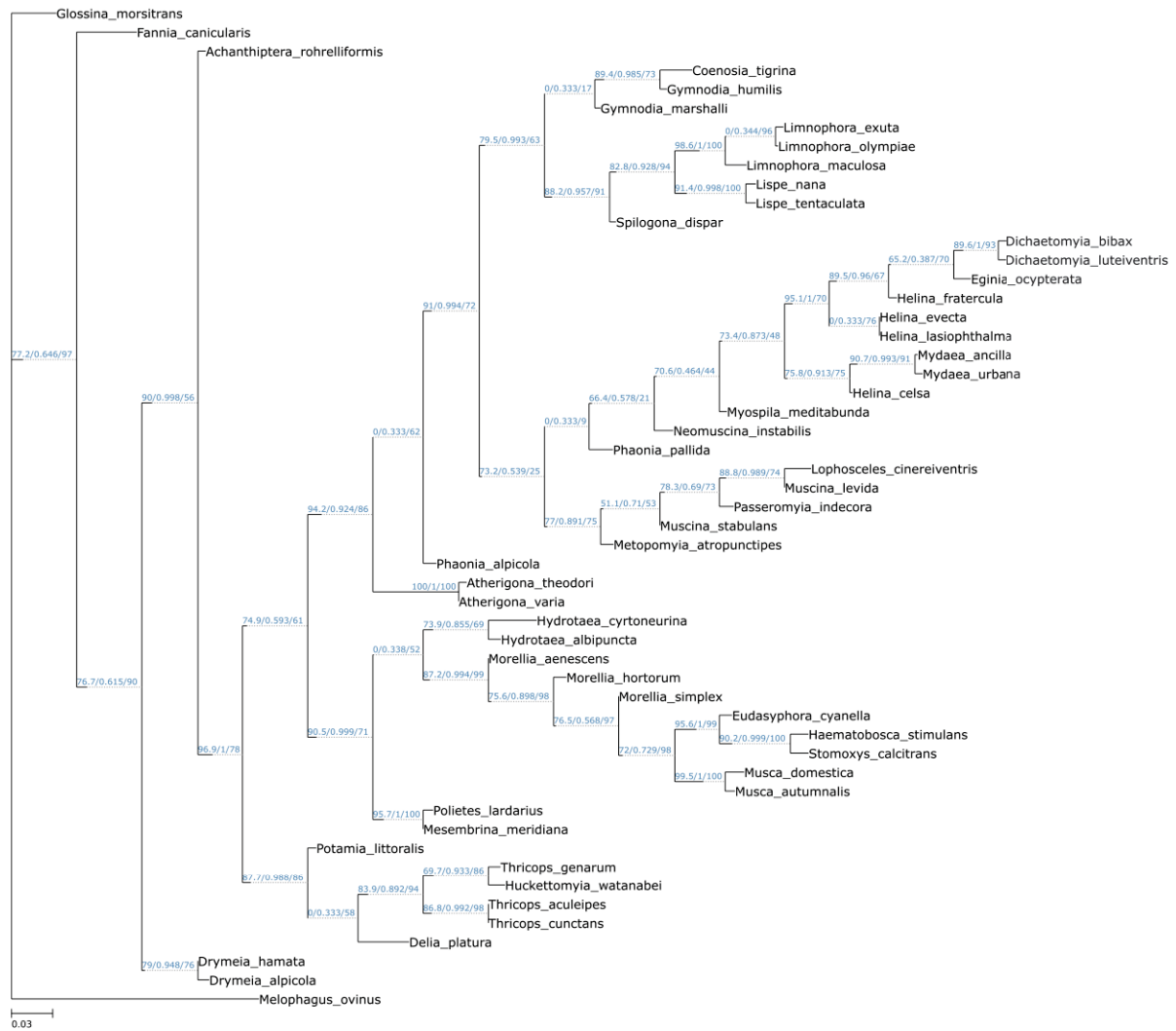


Figura 17. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene 28S. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente

Figura 18. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene AATS. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente



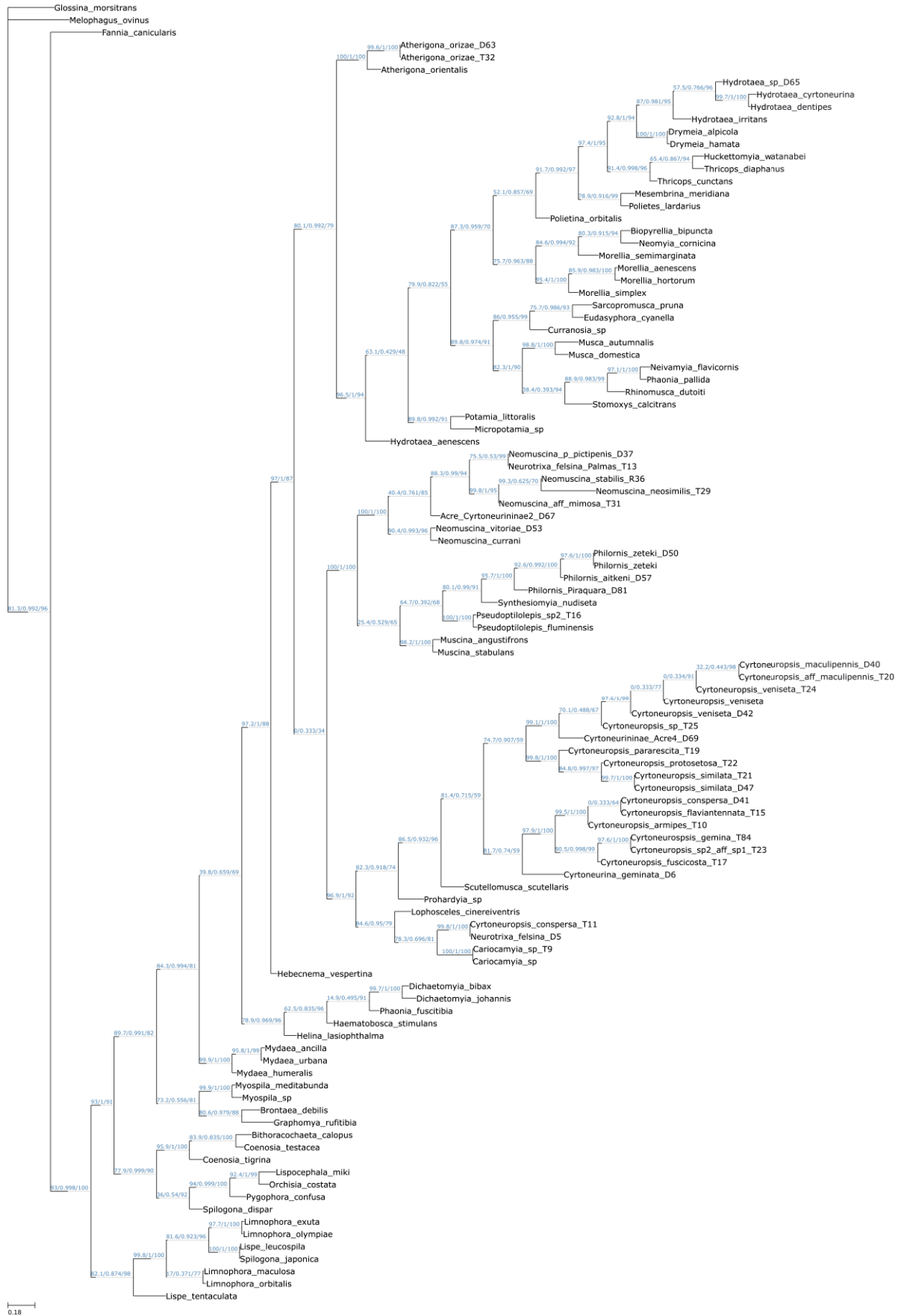


Figura 19. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene CAD. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.

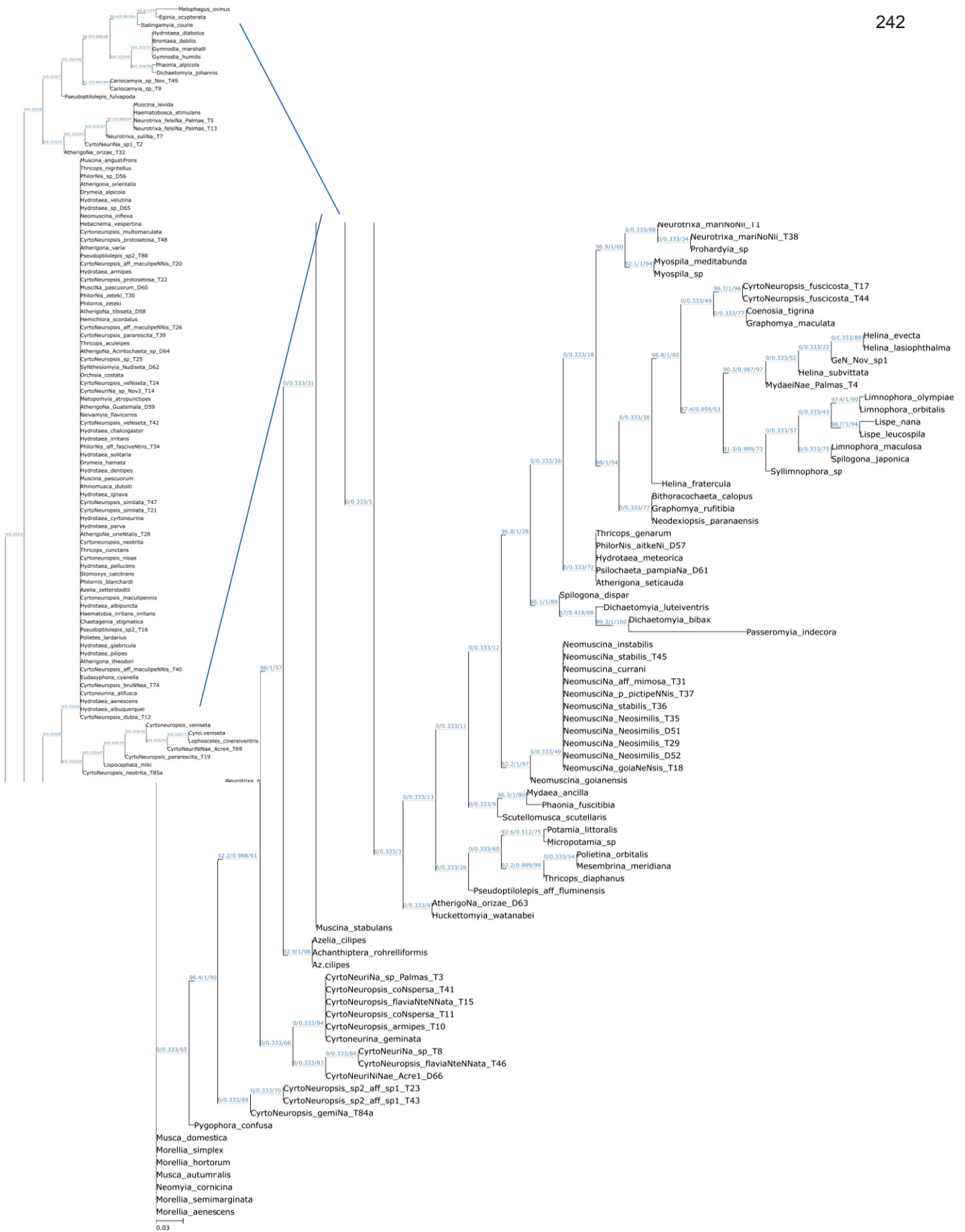


Figura 20. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene COI. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Politomia editada.

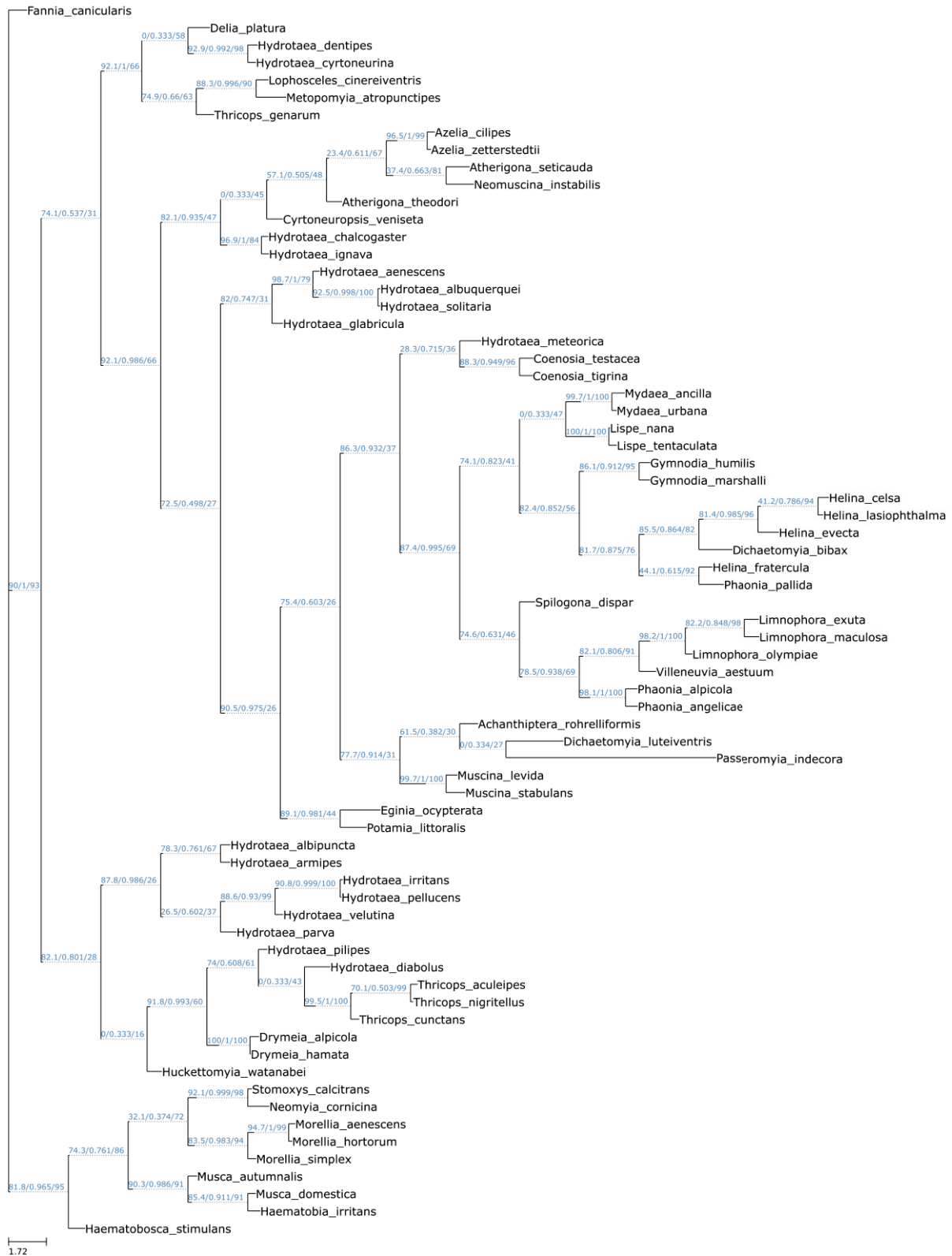


Figura 21. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene CytB. Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.

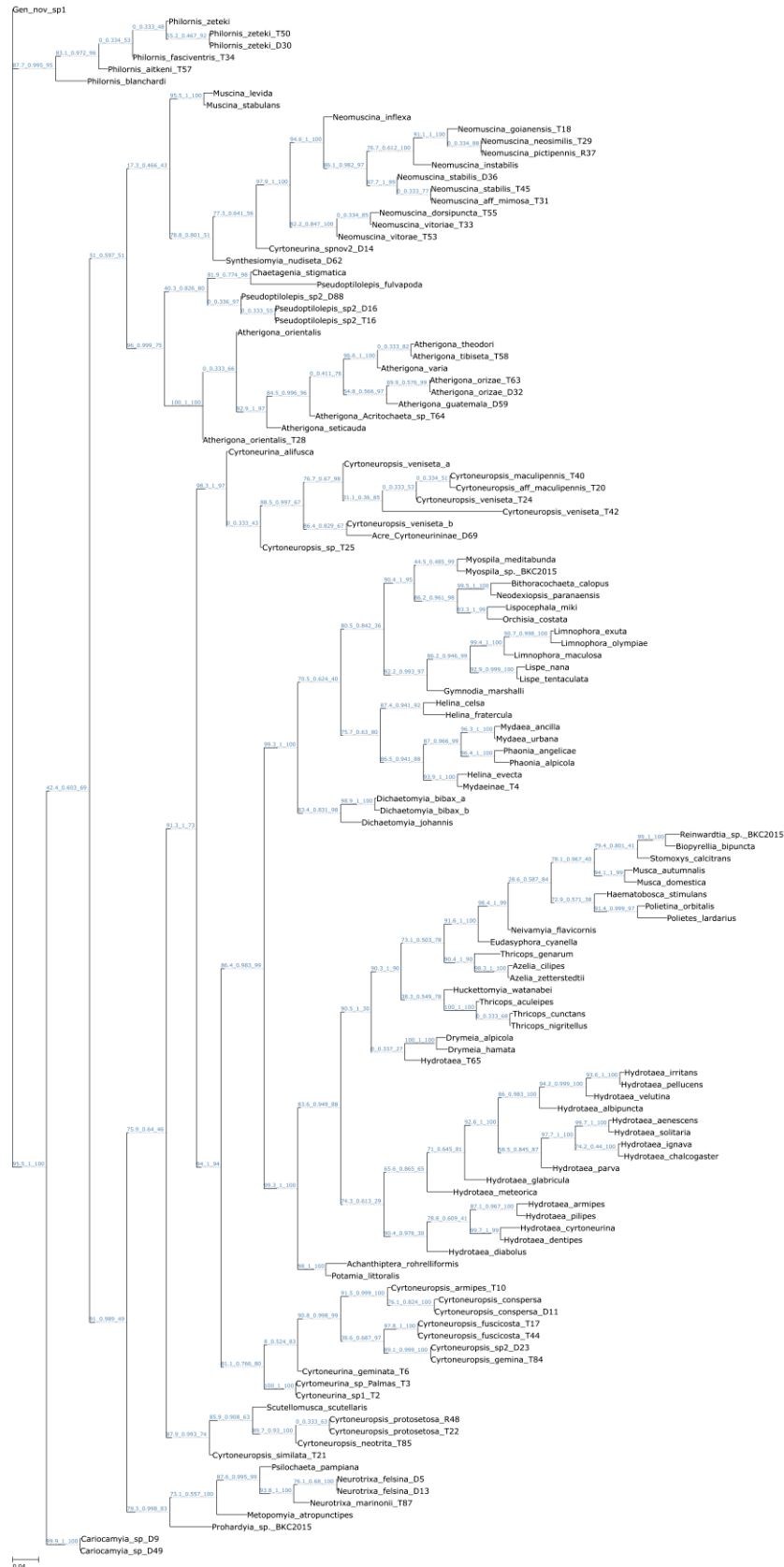


Figura 22. Hipótese filogenética de Máxima Verossimilhança do gene EF1- $\alpha$ . Árvore enraizada no primeiro táxon da matriz (Padrão). Suportes de ramo são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente.

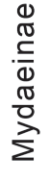


Figura 23. Árvore de Máxima Verossimilhança da abordagem por evidência filogenética total. Suportes de ramos são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Terminais grifados em vermelho indicam apenas a morfologia como fonte de dados (Continua)

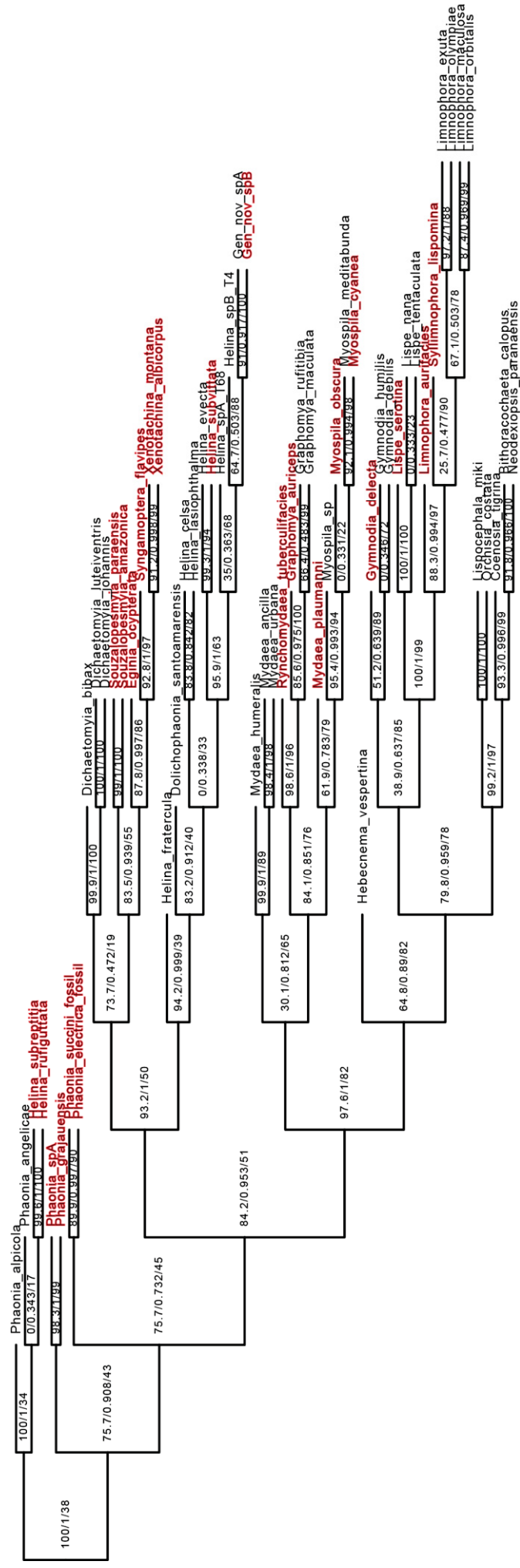


Figura 23. (Conclusão) Árvore de Máxima Verossimilhança da abordagem por evidência filogenética total. Suportes de ramos são SH-aLRT, aBayes, UFB, respectivamente. Terminais grifados em vermelho indicam apenas a morfologia como fonte de dados